Environnement Canada
Environment Canada

Recommandations sur la qualité de l'eau pour l'atrazine au Canada

D.M. Trotter*, A. Baril, M.P. Wong, et R.A. Kent

*Monenco Consulting Ltd.
Calgary, Alberta

ÉTUDE N° 168, SÉRIE SCIENTIFIQUE

DIRECTION GÉNÉRALE DES EAUX INTÉRIEURES
DIRECTION DE LA QUALITÉ DES EAUX
OTTAWA (ONTARIO) 1990

(Available in English on request)

91-00622/

Publié avec l'autorisation
du ministre de l'Environnement

© Ministre des Approvisionnements et Services Canada 1990
N° de cat. En 36-502/168F
ISBN 0-662-96272-9

Table des matières

Page

RÉSUMÉ v

ABSTRACT v

SOURCES, PRÉSENCE DANS LE MILIEU ET PROPRIÉTÉS 1
- Utilisation et production 1
- Propriétés physiques et chimiques 2
- Atrazine dans le milieu 2
- Concentrations dans l'eau et dans les sédiments 4
- Persistance et dégradation 6

ANALYSE 7
- Sources d'approvisionnement en eau potable 7
  - Recommandation 7
- Organismes aquatiques d'eau douce 7
  - Accumulation et élimination de l'atrazine par les organismes aquatiques 7
  - Toxicité pour les organismes aquatiques 8
    - Vertébrés 8
    - Invertébrés 9
    - Algues 9
    - Plantes vasculaires aquatiques 10
    - Étude de la toxicité de l'atrazine dans les microcosmes aquatiques 10
  - Recommandation 12
- Utilisation de l'eau en Agriculture 14
  - Abreuvement du bétail 14
    - Toxicité, absorption, métabolisme et élimination 14
    - Mutagénicité, tératogénicité et carcinogénicité 15
    - Recommandation (provisoire) 16
  - Irrigation 17
    - Recommandation (provisoire) 17
- Qualité des eaux pour les loisirs et l'esthétique 17
  - Recommandation 17
- Eau utilisée à des fins industrielles 17
  - Recommandation 17

SOMMAIRE 17

REMERCIEMENTS 17

RÉFÉRENCES 18

ANNEXE A. Sommaire des résidus d'atrazine dans les eaux de surface et les eaux souterraines 29

Table des matières (suite)

Page

ANNEXE B. Sommaire des données sur la toxicité de l'atrazine pour les organismes aquatiques..... 51

ANNEXE C. Sommaire des études sur les microcosmes qui ont trait à l'exposition à l'atrazine..... 77

ANNEXE D. Données sur la toxicité de l'atrazine..... 95

Tableaux

Tableau 1. Statistique Canada: Données sur l'importation d'atrazine..... 2

Tableau 2. Propriétés physico-chimiques de l'atrazine..... 3

Tableau 3. Recommandations sur la qualité de l'eau pour l'atrazine.. 18

Illustrations

Figure 1. Structure de la formule de l'atrazine..... 1

Résumé

On a examiné la documentation relative aux utilisations, au devenir et aux effets de l'atrazine sur l'eau naturelle utilisée comme eau potable non traitée, sur la vie aquatique en eau douce, sur l'utilisation de l'eau pour l'agriculture, sur la qualité de l'eau pour les loisirs et l'esthétique, ainsi que sur les approvisionnements en eau pour l'industrie. Ces renseignements sont résumés dans cette publication. À partir de cette étude, des lignes directrices sur la qualité de l'eau sont recommandées pour la protection d'utilisations particulières de l'eau.

Abstract

A literature review was conducted on the uses, fate, and effects of atrazine on raw water for drinking water supply, freshwater aquatic life, agricultural water uses, recreational water quality and aesthetics, and industrial water supplies. The information is summarized in this publication. From it, water quality guidelines for the protection of specific water uses are recommended.

Recommandations sur la qualité de l'eau pour l'atrazine au Canada

D.M. Trotter, A. Baril, M.P. Wong, et R.A. Kent

SOURCES, PRÉSENCE DANS LE MILIEU ET PROPRIÉTÉS

Utilisation et Production

L'atrazine, qui est le nom générique de la 6-chloro-$\underline{N}^2$-ethyl-$\underline{N}^4$-isopropyl-1,3,5-triazine-2,4-diamine (IUPAC) ou la 2-chloro-4-éthylamino-6-isopropylamino-1,3,5-triazine, forme des cristaux blancs; elle a pour formule moléculaire $C_8H_{14}ClN_5$ et a un poids moléculaire de 215.7. La structure de la formule d'atrazine est montrée à la figure 1. Le

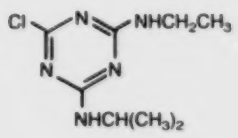

Figure 1. Structure de la formule de l'atrazine

numéro du Chemical Abstract Service de l'atrazine est 1912-24-9. L'atrazine et ses formulations commerciales sont connues sous d'autres appellations, notamment : AAtrex^R, Atazinax, Atranex, Atratol A, Candex, Cekuzina-T, Fenamin, Gesaprim, Inakor, Primatol A, Primaze, Radazin, Vectal, Zeasin, et AAtrex-9-0 (Thomson, 1979; Worthing et Walker, 1983; Weed Science Society of America, 1983).

L'atrazine est un herbicide sélectif pré- et post-émergence d'utilisation répandue en agriculture, notamment pour la protection du maïs, du sorgho, de la canne à sucre et de l'ananas contre les dicotylédones et les mauvaises herbes graminées (Weed Science Society of America, 1983). On l'utilise également pour le traitement du gazon et des asperges ainsi qu'en foresterie. Au Canada, on compte 24 entreprises qui mettent sur le marché quatre produits d'usage domestique et 63 produits d'usage commercial qui contiennent de l'atrazine. On compte parmi les usages domestiques la répression des algues dans les aquariums et les bassins décoratifs ainsi que l'application comme produit de stérilisation du sol autour des allées, des patios et des clôtures. Sur le plan commercial, on l'utilise pour le désherbage dans les champs de maïs, principalement contre les graminées, et comme produit de stérilisation du sol non cultivé, par exemple, dans les aéroports, les terrains de stationnement et les zones industrielles (Environnement Canada/Agriculture Canada, 1987).

L'atrazine est apparue au Canada vers 1960; on l'utilisait alors pour désherber les champs de maïs. Présentement, l'atrazine est l'un des pesticides les plus employés au Canada (Environnement Canada/Agriculture Canada, 1987). Une enquête sur la quantité de pesticides vendus aux fermiers du Québec en 1982 a révélé que les triazines et les triazoles, qui comprennent l'atrazine, constituent le groupe le plus important de pesticides qui ont été vendus, soit un total de 570.8 t. Les quantités vendues de chacun n'ont pas été compilées au cours de cette enquête (Environnement Canada/ministère de l'Environnement du Québec, 1984). En Ontario, 1 729 680 kg d'ingrédient actif ont été utilisés au total à des fins agricoles et le long des routes en 1983. Ce produit a été le plus intensivement utilisé en Ontario cette année-là (McGee, 1984). En 1988, il recula au deuxième rang parmi les produits intensivement utilisés en Ontario, soit un total de 1 045 110 kg (Morley, 1989). La quantité d'herbicides comprenant une formulation de l'atrazine et d'atrazine de qualité technique importée au Canada est donnée au tableau 1.

Selon la récolte ou l'utilisation prévue, l'atrazine peut être appliquée avant la plantation, avant l'émergence ou après l'émergence. On recommande habituellement d'appliquer 1 à 4 kg ma·ha^{-1} (matière active). On emploie des doses plus élevées quand l'atrazine sert d'herbicide non sélectif. Les formulations d'atrazine sont en liquide, en poudre mouillable, en émulsion, et en granules.

Tableau 1. Statistique Canada : Données sur l'importation d'atrazine[1]

Année	1981	1982	1983	1984	1985
Formulation d'atrazine (tonnes)	2088	1719	2307	3248	5428
Atrazine technique (tonnes)	469	736	407	563	307

[1] Statistique Canada 1986

Note :

Généralement, mais pas toujours, Statistique Canada enregistre les importations de formulations de pesticides et de pesticides de qualité technique ou en vrac. Le lecteur doit être averti de l'exactitude des données. Il faut garder deux choses en tête :

1. Les chiffres indiqués font référence à la masse du produit (c'est-à-dire non pas seulement la matière active) et incluent sans doute les solvants et les additifs (p. ex., agents tensio-actifs). Il peut aussi y avoir des matières actives secondaires.

2. Il y a souvent plusieurs catégories où on pourrait classer un produit. Par exemple, il peut y avoir une catégorie précise pour les formulations de pesticides, une catégorie plus générale pour les pesticides (fondée sur la similitude chimique ou fonctionnelle d'un groupe de pesticides) ou bien une catégorie encore plus générale de composés chimiques ou de produits qui peut comprendre des substances qui ne sont pas des pesticides. Bref, les résultats d'une seule catégorie peuvent ne pas donner une idée exacte de l'importation d'un pesticide donné.

Le principal mode d'action de l'atrazine semble être le blocage de la photosynthèse. On a montré que l'atrazine est un inhibiteur puissant de la réaction de Hill et de la photophosphorylation non cyclique qui y est associée (Ashton et Crafts, 1973; Moreland, 1980). Des travaux récents semblent montrer que l'action de l'atrazine dans les chloroplastes pourrait se situer au niveau de l'apoprotéine de l'accepteur secondaire d'électrons du photosystème II (Gardner, 1981).

Propriétés physiques et chimiques

Le tableau 2 donne un résumé des propriétés physiques et chimiques de l'atrazine. Dans l'eau à 27 °C, on a rapporté qu'elle est soluble à raison de 33 $mg.L^{-1}$ (Weed Science Society of America, 1983), mais on trouve dans de nombreux ouvrages la valeur de 30 $mg.L^{-1}$ à 20 °C (Burkhard et Guth, 1981). L'atrazine est stable en solution aqueuse légèrement acide ou basique, mais elle est hydrolysée en dérivés hydroxy par des alcalis ou les acides minéraux (Windholtz, et coll., 1983).

Le coefficient de partage n-octanol/eau de l'atrazine a été évalué par Chiou et coll. (1977) à 3468 ($\log K_{ow} = 3.54$). Metcalfe et Lu (1977) ainsi que Veith et coll. (1979) ont donné 2.35 et 2.63, respectivement, comme valeurs du $\log K_{ow}$.

Atrazine dans le milieu

L'atrazine est habituellement appliquée en surface comme produit de pré-émergence sur les sols cultivés. À l'application, elle se partage dans les différents compartiments du milieu selon ses propriétés physico-chimiques et les conditions du milieu. Les différents processus qui déterminent le sort de l'atrazine dans le milieu sont notamment l'hydrolyse, l'adsorption, la dégradation microbienne, la volatilisation, et la photodégradation.

Il a été rapporté que l'hydrolyse chimique de l'atrazine en hydroxyatrazine constitue une voie importante de dégradation de l'atrazine dans le sol (Armstrong et coll., 1967). Le taux de cette réaction principale dépend surtout du pH du sol et de la teneur en matières organiques. En sol acide, l'hydrolyse augmente. On a estimé qu'à des pH de 4, 7 et 8, la demi-vie de l'atrazine est de 95 à 165 jours, 145 à 350 jours et 3 à 5 ans, respectivement. Dans les sols à pH semblable, le taux de dégradation de l'atrazine augmente avec l'adsorption de ce produit, à cause de l'effet catalyseur

obtenu par l'adsorption qui a lieu dans le sol (Burkhard et Guth, 1981). À mesure que l'adsorption augmente, la demi-vie dans le sol s'abrège. Cet effet a été attribué à un processus d'adsorption réversible avec atteinte d'un équilibre entre la phase en solution et l'atrazine ainsi que l'hydroxyatrazine adsorbées. Durant l'hydrolyse, l'hydroxyatrazine est moins fortement adsorbée.

Tableau 2. Propriétés physico-chimiques de l'atrazine

Formule chimique : $C_8H_{14}ClN_5$ [1]		
Poids moléculaire : 215.7 [1]		
État physique : Solide cristallin blanc [2]		
Constante de la Loi d'Henry : 2.45×10^{-7} [3]		
Point de fusion : 173-175 °C [2]		
Pression de vapeur : 3×10^{-7} mm Hg à 20 °C [4]		
	6.9×10^{-6} mm Hg à 25 °C [3]	
Coefficient de distribution dans les sédiments et l'eau :	149-163 [3]	
Coefficient de répartition octanol-eau (K_{ow}) :	223.9 [5]	
	426.6 [6]	
	3468.0 [7]	
	512.9 [3]	
Solubilité : eau	70 mg·L^{-1} à 25 °C [4]	
	33 mg·L^{-1} à 27 °C [2]	
éther	12 000 mg·L^{-1} à 27 °C [2]	
chloroforme	52 000 mg·L^{-1} à 27 °C [2]	
méthanol	18 000 mg·L^{-1} à 27 °C [2]	
Analyse élémentaire : C, 44.55 %; H, 6.54 %; Cl, 16.44 %; N, 32.47 %		
Demi-vie dans le sol : 20-48 [3]		

1 Windholtz et coll., 1983.
2 Weed Science Society of America, 1983.
3 Huckins et coll., 1986.
4 Verschueren, 1983.
5 Metcalfe et Lu, 1977.
6 Veith et coll., 1979.
7 Chiou et coll., 1977.

La teneur en argile et en matières organiques, la température et le pH ont une influence importante sur le phénomène de l'adsorption. La valeur K_d (rapport de la quantité adsorbée à la quantité en solution à l'équilibre) pour une s-triazine et un échangeur paraît être restée assez constante à l'intérieur d'un intervalle de concentrations de 2 à 20 mg·L^{-1} (Talbert et Fletchall, 1965). En outre, la réaction d'adsorption parvenait à l'équilibre en moins d'une heure. L'adsorption de l'atrazine est inversée par le réchauffement ou l'élution dans l'eau. À température et pH supérieurs, l'adsorption de l'atrazine diminue. L'augmentation de concentration de la matière organique ou de l'argile accentue l'adsorption; la matière organique est beaucoup plus adsorbante. Harris et Warren (1964) ont également rapporté que la matière organique adsorbe plus de résidus d'atrazine que les matériaux d'origine minérale. Il a été observé que la désorption de l'atrazine se produit lentement et d'une manière incomplète dans les sols organiques.

Les études sur l'hydrolyse chimique de l'atrazine dans l'acide fulvique en solution aqueuse, qu'on croit être la principale fraction organique soluble des solutions dans le sol, ont indiqué que la demi-vie est influencée par la concentration d'acide fulvique, le pH et la température d'incubation. Une demi-vie de 742 jours a été trouvée pour un système à faible concentration en acide fulvique (0.5 mg·mL^{-1}) à pH neutre et incubation à 25 °C. Par contraste, une demi-vie de 0.51 jour a été observée à 5.0 mg·mL^{-1} d'acide fulvique à pH 2.4 et incubation à 60 °C (Khan, 1978).

On connaît mal l'importance de la volatilisation dans la dissipation de l'atrazine. Ce que nous en savons pointe vers le fait qu'il peut y avoir une certaine volatilisation à haute température et sous exposition prolongée à la lumière (Ghassemi et coll., 1981). Par exemple, Foy (1964) a observé une perte de 95 % en 15 h à 60 °C sur des planchettes plaquées au nickel en regard d'une perte nulle en 25 h à 25 °C. Cependant, Kearney et coll., (1964) ont observé une perte de 80 % à 25 °C et de 95 % à 35 °C, en 24 h, sur des planchettes plaquées au nickel. Jordan et coll., (1965) ont rapporté une perte de 5 % en 48 h et à 42 °C avec un montage semblable.

La volatilité de l'atrazine déposée sur le verre, des plantes ou le sol a également été

étudiée. On a trouvé que la volatilité est influencée notamment par la température et la force du vent ainsi que la concentration initiale et la pureté de l'atrazine. Sur le verre, 70 % de l'atrazine était volatilisée au bout de 48 h quand la concentration initiale était de 1 µg, à comparer à 10 % de volatilisation à 1000 µg. L'accroissement de la vitesse du vent accélère la dissipation plus à 25 °C qu'à 40 °C, mais la perte initiale est supérieure de 25 % à 40 °C à ce qu'elle est à 25 °C. Une perte supérieure de 10 % a été observée avec la formulation, à comparer au produit pur de qualité technique. D'autres résultats ont montré que la volatilisation de l'atrazine constitue une forme importante de dissipation du produit lorsqu'il est appliqué aux feuilles, mais non au sol (Jordan et coll., 1970). Sur le sol, la perte d'atrazine par volatilisation variait entre 18 % et 32 % à 35 °C et 27 % à 52 % à 45 °C en 48 h (Kearney et coll., 1964). Burt (1974) a observé une perte de seulement 10 % en 48 h à 40 °C dans le sol, alors que la perte était de 50 % sur les plantes.

Concentrations dans l'eau et dans les sédiments

L'accumulation de l'atrazine dans l'eau souterraine et l'eau de ruissellement ainsi que dans les sédiments formés par drainage, est amplement documentée. Les données à notre disposition peuvent former deux catégories : 1) les études faites à des endroits précis où l'atrazine a été appliquée en quantité connue et où l'eau de ruissellement a été échantillonnée pendant un certain temps; 2) les études sur la surveillance de bassins hydrologiques faites à partir d'échantillons d'eau et de sédiments pris dans des cours d'eau et des puits de régions agricoles. L'annexe A donne un résumé de ces études fondé sur la revue de Wauchope (1978).

Les études sur l'eau de ruissellement ont permis d'étudier une variété de situations. Par exemple, des études ont été faites sur l'atrazine dans les fosses qui recueillent l'eau de ruissellement des champs irrigués de sorgho et de maïs au Kansas (Kadoum et Mock, 1978) ainsi que sur l'eau de drainage par tuyaux dans les secteurs de production intensive de maïs au Québec (Muir et Baker, 1976). La concentration maximale d'atrazine dans l'eau des fosses était de 128 et 250 $\mu g \cdot L^{-1}$ (champs de sorgho et de maïs, respectivement). La concentration maximale d'atrazine contenue dans le sol au fond des fosses (les sédiments) était de 132.5 et 369 $\mu g \cdot kg^{-1}$ (champs de sorgho et de maïs, respectivement). Il est regrettable que le taux d'application de l'atrazine n'ait pas été donné et qu'il n'y ait pas d'indications de la durée que ces concentrations ont été observées. La concentration de l'atrazine dans l'eau de drainage par tuyaux, avec des échantillons de juin 1973 à décembre 1974, se tenait en moyenne à 1.2 $\mu g \cdot L^{-1}$, une valeur maximum de 10.8 $\mu g \cdot L^{-1}$ ayant été observée en mai 1974. Il y a eu des applications d'atrazine (AAtrex 90W) en juin 1973 et juin 1974, à raison de 2.8 $kg \cdot ha^{-1}$. Deux produits de la dégradation de l'atrazine, l'atrazine déséthylée et l'atrazine déisopropylatée, ont aussi été détectés régulièrement au cours de cette étude; les valeurs moyennes observées ont été, respectivement, de 1.0 et 0.23 $\mu g \cdot L^{-1}$. Les concentrations maximum ont été de 7.71 et 0.78 $\mu g \cdot L^{-1}$, respectivement. Ces maximums ont été obtenus en même temps que le maximum d'atrazine. On n'a pas fait de distinction entre l'atrazine dissoute et l'atrazine adsorbée au cours de cette étude.

D'autres études de l'atrazine dans l'eau de ruissellement ont porté sur la gestion des applications d'atrazine (p. ex., application superficielle ou incorporation dans le sol), le recours à la culture par bande et la comparaison des méthodes classiques et sans labourage de préparation des terrains afin de réduire les pertes d'atrazine entraînée dans l'eau de ruissellement (Triplett et coll., 1978a, 1978b; Hall et coll., 1983). Les méthodes ou techniques qui favorisent la pénétration de l'atrazine dans le sol ou qui réduisent la circulation d'eau dans les champs traités à l'atrazine ont conduit à une réduction de la concentration en atrazine dans l'eau de ruissellement. Le chaulage du sol conduit à une diminution de la concentration de l'atrazine dans l'eau de ruissellement, apparemment en prolongeant la persistance de ce produit dans le sol (Gaynor et Volk, 1981).

La modélisation des pertes d'atrazine par ruissellement a été faite et est généralement en accord avec les résultats obtenus sur le terrain, mais seulement à l'échelle d'un ordre de grandeur (Haith, 1980). Des modèles de plus en plus complexes ont exploré la fonction de différentes variables comme les conditions météorologiques, le type de sol et la méthode d'application; cela a conduit à une meilleure prévision des pertes d'atrazine (Haith, 1986).

Les travaux de surveillance de l'atrazine dans l'eau de surface au Canada ont été concentrés dans le sud de l'Ontario (Frank et coll., 1982). Cela tient à l'utilisation massive d'atrazine dans cette région. De 1975 à 1977, 10 570 kg d'atrazine ont été déversés dans 11 bassins hydrologiques à vocation agricole du sud de l'Ontario. C'est ainsi qu'on a mesuré dans les cours d'eau naturels qui drainent les secteurs en question une perte moyenne de 2250 $mg \cdot ha^{-1} \cdot a^{-1}$ (1975-1976) et 1890 $mg \cdot ha^{-1} \cdot a^{-1}$ (1976-1977). L'atrazine constitue l'un des pesticides les plus fréquemment détectés dans l'eau de surface de cette région. La concentration moyenne totale d'atrazine dans la région était de 1.1 $\mu g \cdot L^{-1}$ et 1.6 $\mu g \cdot L^{-1}$ en 1975-1976 et 1976-1977, respectivement. Les plus fortes concentrations enregistrées ont été de 31.7 $\mu g \cdot L^{-1}$ (1975-1976) et 32.8 $\mu g \cdot L^{-1}$ (1976-1977) (Frank et coll., 1982).

Des 11 bassins à vocation agricole, environ 18 % étaient employés à la production de maïs; 73 % de cette production était traitée à l'atrazine à un taux moyen de 1.7 $kg \cdot ha^{-1}$. La surveillance de la concentration d'atrazine entre mai 1975 et avril 1977, dans 11 cours d'eau qui auraient pu être touchés par les applications d'atrazine, a montré que la concentration moyenne d'atrazine et de déséthylatrazine était de 1.4 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Frank et Sirons, 1979).

Entre mai 1973 et février 1975, la concentration d'atrazine et de déséthylatrazine a été suivie dans Hillman Creek, qui draine un des 11 bassins à vocation agricole. L'atrazine a été détectée dans 89 % des 360 échantillons d'eau prélevés. La concentration a varié entre la présence à l'état de traces et 34.7 $\mu g \cdot L^{-1}$. On a enquêté sur la présence de déséthylatrazine entre mai 1974 et février 1975; ce produit a été observé dans 51 % des échantillons, à la concentration maximale de 1.3 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Roberts et coll., 1979).

Deux autres bassins du sud de l'Ontario, ceux des rivières Grand et Saugeen ont également été surveillés pour y trouver la présence d'atrazine et de ses métabolites. Même si la concentration moyenne d'atrazine et de déséthylatrazine à l'embouchure des deux rivières entre mai 1975 et avril 1977 n'était que de 0.4 et 0.15 $\mu g \cdot L^{-1}$, respectivement, cela correspondait à une charge annuelle moyenne d'atrazine de 903 et 286.5 $kg \cdot a^{-1}$, respectivement (Frank, 1981).

Un relevé à l'embouchure de 92 rivières (notamment de la Grand et de la Saugeen) qui se déversent dans les Grands Lacs à partir de l'Ontario a montré que l'atrazine était présente dans 77 % des échantillons prélevés entre août 1974 et juin 1976. La concentration moyenne de l'atrazine s'est chiffrée à 1.6 $\mu g \cdot L^{-1}$. Une concentration maximale d'atrazine de 26 $\mu g \cdot L^{-1}$ a été accompagnée d'une concentration maximale de déséthylatrazine de 4.3 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans Talbot Creek (Frank, Sirons, et Ripley, 1979; Frank, Sirons et coll., 1979). Frank, et coll., (1978) ont préparé une compilation détaillée de l'atrazine et d'autres pesticides dont la présence a été surveillée dans les ruisseaux et rivières du sud de l'Ontario entre 1974 et 1977.

Le bassin de la rivière Yamaska (au Québec) et ses cinq bassins secondaires comptent également des secteurs agricoles dans lesquels l'atrazine est utilisée. Des échantillons d'eau prélevés entre les mois d'avril et décembre en 1974 et 1975 dans chacun des cinq bassins secondaires ont montré que la concentration d'atrazine et de déséthylatrazine variait entre 0.01 et 26.9 $\mu g \cdot L^{-1}$ et de <0.01 à 1.34 $\mu g \cdot L^{-1}$, respectivement. Les concentrations les plus élevées ont été observées en juin et juillet à toutes les stations (Muir et coll., 1978).

Les concentrations suivantes d'atrazine et de métabolites de l'atrazine dans des cours d'eau des États-Unis qui s'écoulent dans des régions agricoles sont les suivantes : 12 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Richard et coll., 1975); 4.8 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Wall et coll., 1978); 23.93 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Schepers et coll., 1980); 10 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Wu et coll., 1983) ainsi que 23 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Butler et Arruda, 1985). L'annexe 4 donne un résumé de ces études.

Plusieurs études portant sur l'eau souterraine ont permis de montrer la présence d'atrazine dans les puits situés dans des régions agricoles au Canada et aux États-Unis. Des enquêtes au Canada ont révélé que l'eau de certains puits avait été contaminée par des déversements d'atrazine, la dérive de l'atrazine pulvérisée et le ruissellement (Frank, Clegg et coll., 1987). Un relevé de 91 puits dans le sud de l'Ontario en 1984 a révélé la présence de résidus de l'atrazine (de l'ordre de 0.1 à 74 $\mu g \cdot L^{-1}$) dans 11 puits (Frank, Ripley et coll., 1987). Des régions agricoles aux États-Unis

ont également des problèmes de contamination de l'eau souterraine par l'atrazine. Par exemple, cette contamination a été observée dans 41 puits de surveillance (intervalle : 0.01-8.29 $\mu g \cdot L^{-1}$) (Wehtje et coll., 1983) ainsi que dans 13 de 268 puits utilisés pour les besoins domestiques et pour l'abreuvement du bétail (intervalle : 0.01-1.2 $\mu g \cdot L^{-1}$) au Nebraska (Exner et Spalding, 1985).

Persistance et dégradation

La dégradation de l'atrazine dans le sol est le résultat d'une action microbienne dont le mécanisme primaire est la désalkylation (Ghassemi et coll., 1981). La désalkylation biologique se produit simultanément avec l'hydrolyse chimique, qui favorise l'ouverture des noyaux, et conduit à une dégradation microbienne totale (Goswami et Green, 1971). L'hydrolyse chimique de l'atrazine en hydroxyatrazine (via l'adsorption sur des colloïdes ou des particules) a également été proposée dans nombre d'études comme étant la première et la plus importante des réactions de la dégradation de l'atrazine dans les sols (Skipper et coll., 1967, 1978; Russel et coll., 1968; Armstrong et Chesters, 1968; Obien et Green, 1969; Roeth et coll., 1969).

À comparer au nombre d'études sur l'atrazine dans le sol, il y a eu peu de recherche sur la dégradation de l'atrazine en fonction du temps après application d'une quantité connue de cet herbicide dans l'eau. Dans nombre de cas, notamment les études qui portent sur les microcosmes d'expérience, la réaction de différents éléments biologiques (notamment le phytoplancton ou le péryphyton) et les fonctions du microcosme (p. ex., la photosynthèse) ont fait l'objet d'examens en fonction de la durée après l'application de l'atrazine. Le retour à la normale ou à des concentrations de référence de l'élément biologique ou de la fonction considérée constituait une mesure indirecte, mais moins précise, de la rémanence de l'atrazine. En outre, on a également mesuré lors de certaines études la concentration d'atrazine dans au moins un des éléments d'un microcosme (habituellement l'eau). Ces études ont conduit à des évaluations de la demi-vie d'atrazine en milieu aquatique qui varient entre 3.2 jours (Kosinski, 1984) et 3 à 4 mois (Kemp et coll., 1985) et 7 à 8 mois (Dewey, 1986).

Les mêmes processus d'hydrolyse chimique, de dégradation microbienne, d'adsorption, de volatilisation et de photodégradation qui se combinent pour écourter la rémanence de l'atrazine en milieu terrestre peuvent également écourter celle de l'atrazine en milieu aquatique.

Étant donné l'affinité connue de l'atrazine pour les particules, l'adsorption à des particules en suspension dans l'eau peut constituer un facteur important de la rémanence de l'atrazine. Cependant, nous manquons de données précises à ce propos. Klaassen et Kadoum (1979) ont trouvé que l'atrazine était présente dans l'eau d'un étang à 2.6 $\mu g \cdot L^{-1}$ 120 jours après la première application de 300 $\mu g \cdot L^{-1}$. Cependant, l'atrazine a été extraite d'un échantillon d'eau non filtrée et la quantité d'atrazine adsorbée sur la matière en suspension contenue dans l'échantillon n'a pas été donnée.

Il a été montré que la matière organique colloïdale d'un estuaire a une grande capacité d'adsorption de l'atrazine et une constante d'adsorption linéaire de Freundlich de 1850. Les valeurs comparables dans les sédiments estuariens varient entre 78 et 213. Normalisée en fonction de la teneur en carbone organique, la matière colloïdale est 10 à 35 fois plus adsorbante que les sédiments et la matière organique des sols. On donne en postulat que la présence de colloïdes dans l'eau naturelle constitue un facteur important du transport et de la distribution de l'atrazine dans les systèmes aquatiques. (Means et Wijayaratne, 1982; Means et coll., 1983).

Les résidus de l'atrazine devraient persister plus longtemps dans les sédiments submergés que dans le sol à cause du taux moindre d'hydrolyse chimique et du métabolisme microbien plus lent de l'atrazine en conditions anaérobies. Les deux principales voies de dégradation de l'atrazine dans les sédiments sont l'hydrolyse chimique en hydroxyatrazine et la désalkylation biologique. Les expériences faites sur des sols submergés avec de l'atrazine ou de l'hydroxyatrazine marquée au ^{14}C ont généralement produit du $^{14}CO_2$ en petite quantité ou en quantités indétectables (Hance et Chesters, 1969; Goswami et Green, 1971). Des essais avec les sédiments d'un lac du Wisconsin ont cependant montré que 4.2 % à 6.3 % du CO_2 provenaient de la transformation de l'atrazine en

conditions anaérobies. Bref, dans certains cas, les conditions d'une dégradation anaérobie de l'atrazine sont réunies (Hance et Chesters, 1969).

Des travaux en laboratoire avec des microcosmes d'eau et de sédiment d'estuaire ont montré la rapide dégradation de l'atrazine. Des concentrations initiales de 0.1 $mg \cdot L^{-1}$ dans ces systèmes à température ambiante (12 % à 35°C) et sous éclairage naturel de 80 jours ont conduit à une demi-vie de 3 à 12 jours dans l'eau et de 15 à 20 jours dans les sédiments. L'hydroxyatrazine constituait le métabolite le plus important à court terme; la faible teneur en oxygène dissous avait peu d'effet sur le taux de dégradation (Jones et coll., 1982).

L'hydrolyse chimique de l'atrazine par adsorption est profondément influencée par la cinétique de l'adsorption et de la désorption du produit dans les boues mixtes sol-sédiment de ruissellement, qui constitue un mécanisme commun d'introduction de l'atrazine dans les systèmes aquatiques et naturels. Lors d'expériences où des solutions aqueuses d'atrazine étaient mises en présence de sédiments mouillés et où des sédiments contaminés par l'atrazine étaient mis en présence d'eau qui ne contenait pas d'atrazine, on a montré que l'équilibre était vite atteint. Dans certains cas, un équilibre à 75 % était atteint en 3 à 6 minutes (Wauchope et Myers, 1985). Ainsi, lorsque de l'eau de ruissellement contaminée par l'atrazine parvient à un cours d'eau naturel qui contient moins de matières en suspension, un nouvel équilibre est rapidement atteint par lequel l'atrazine est en partie désorbée et augmente en concentration dans la phase soluble.

Ghassemi et coll. (1981) ont montré que la photodégradation de l'atrazine dans les eaux de surface est très lente et qu'elle ne semble pas être un facteur important pour son extraction de l'eau.

ANALYSE

Sources d'approvisionnement en eau potable

Recommandation

La concentration acceptable maximum provisoire de l'atrazine qui figure dans les Recommandations pour la qualité de l'eau potable au Canada 1987 (Santé et Bien-être social Canada, 1987) est de 60 $\mu g \cdot L^{-1}$. Cette valeur est fondée sur une absorption quotidienne négligeable de 0.0066 $mg \cdot kg^{-1}$ qui a été déterminée au terme d'une étude de deux ans portant sur l'ingestion de ce produit chez le chien (Santé et Bien-être social Canada, 1987). Cette concentration provisoire est actuellement à l'étude (G. Wood, 1988, Santé et Bien-être social Canada, comm. pers.)

Organismes aquatiques d'eau douce

Accumulation et élimination de l'atrazine par les organismes aquatiques

L'absorption par la carpe (Cyprinus carpio) de ^{14}C-atrazine en solution aqueuse de 1 $mg \cdot L^{-1}$ a été mesurée et se chiffre à 0.16 mg d'atrazine·$gramme^{-1}$ de $tissu \cdot h^{-1}$ sur 72 h. La concentration d'atrazine dans le sang, les branchies et les muscles est fonction de la concentration dans le milieu. Cependant, l'accumulation à des concentrations supérieures à celle du milieu a été observée dans le foie, les reins et l'intestin. Le foie tend à accumuler plus d'atrazine que les autres organes (quatre fois plus que la concentration dans le milieu) (Gluth et coll., 1985).

Les facteurs de bioconcentration rapportés dans les études sur le terrain et en laboratoire sont généralement faibles. On ne rapporte pas de bioaccumulation chez l'omble de fontaine (Salvelinus fontinalis), le tête-de-boule (Pimephales promelas), ou le crapet arlequin (Lepomis macrochirus) exposés à 0.74 $mg \cdot L^{-1}$, 0.21 $mg \cdot L^{-1}$ et 0.094 $mg \cdot L^{-1}$, respectivement, pendant 43 ou 44 semaines (Macek et coll., 1976). Un facteur de bioconcentration de 11 a été trouvé chez Gammarus affinus exposé à l'atrazine pendant 3 jours (Metcalfe et Sanborn, 1975). On a également rapporté des facteurs de bioconcentration de 7.5, 11.0 et 76.0 chez l'escargot, le poisson et les algues, respectivement. Des facteurs de 4.4 et 2.2 ont été rapportés chez la daphnie dans une eau contenant 0.01 et 0.08 $mg \cdot L^{-1}$ d'atrazine, respectivement (Ellgehausen et coll., 1980). Les algues unicellulaires (p. ex., Chlorella) sont beaucoup plus efficaces pour absorber l'atrazine que les daphnies ou le poisson (Erb et coll., 1980).

L'examen des mécanismes d'accumulation de l'atrazine chez le mollusque d'eau douce Ancylus

fluviatilis, et le poisson Coregonus fera, ont indiqué que la grande partie de l'atrazine absorbée l'est par les branchies et que les autres tissus sont contaminés par transport dans le sang. Les résidus de l'atrazine dans les organes sont proportionnels au contenu en lipides des organes. Des facteurs de bioconcentration entre 3 et 4 ont été trouvés chez le mollusque et un facteur de 2.8 a été trouvé chez le poisson entier. Le poisson accumule l'atrazine très rapidement; il parvient à la concentration dans l'eau en moins de 1 h (Gunkel et Streit, 1980; Gunkel, 1981). Le temps mis pour parvenir à l'équilibre entre l'eau et l'organisme est une fonction de la concentration de l'eau en atrazine. À des concentrations inférieures d'atrazine dans l'eau, il faut moins de temps pour atteindre l'équilibre (Ellgehausen et coll., 1980).

L'élimination se fait principalement par les branchies et la demi-vie pour l'élimination augmente quand l'atrazine se trouve en moindre concentration dans l'organisme. L'élimination de l'atrazine se fait selon une cinétique de deuxième ordre chez le poisson Ictalurus melas. Une demi-vie de 26 h a été trouvée après exposition à 0.01 $mg \cdot L^{-1}$. L'exposition à 0.8 $mg \cdot L^{-1}$ a donné une demi-vie de 5 h (Ellgehausen et coll., 1980). Le métabolisme de l'atrazine avant l'élimination chez les animaux aquatiques semble s'accomplir principalement par conjugaison au glutathion ou par la production subséquente de métabolites non toxiques. Cependant, la déchloration de la molécule d'atrazine ne constitue apparemment pas une réaction importante dans la transformation métabolique (Pillai et coll., 1979).

Le sort et l'importance de la bioconcentration et de la bioamplification de l'atrazine dans un écosystème modèle lacustre, ont été étudiés à des concentrations de 6.8 à 235.7 $\mu g \cdot L^{-1}$. L'atrazine a été détectée dans presque tous les éléments de la chaîne d'algues -Daphnia magna-Lebistes reticulata. Les concentrations rapportées dans la plupart des échantillons n'étaient pas bien supérieures à celles observées dans l'eau. Un facteur de bioaccumulation maximum de 454 a été trouvé chez Daphnia exposée à 20.5 $\mu g \cdot L^{-1}$. Cependant, les résidus n'ont pas été détectés chez Daphnia traitée à 12.1 ou 125.0 $\mu g \cdot L^{-1}$. Des facteurs de bioaccumulation entre 2 et 20 ont été observés chez L. reticulata aux différentes expositions (Millard et coll., 1979).

L'exposition à une concentration moyenne d'atrazine de 49.54 $\pm$ 39.76 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans un écosystème modèle de cours d'eau naturel a donné des facteurs de concentration biologique compris entre 0.8 et 96.0 chez l'écrevisse (Orconectes virilis) et entre 5.2 et 480 chez les nymphes de plécoptère (Baetis sp.) Les résidus d'atrazine n'ont pas été trouvés dans les mêmes organismes durant la partie de l'étude qui portait sur la phase de l'élimination (Lynch et coll., 1982).

Toxicité pour les organismes aquatiques

On a fait des essais élaborés sur les effets toxiques de l'atrazine chez différents organismes aquatiques. L'annexe B donne un résumé des résultats de ces essais. Les résultats sont présentés par catégorie, vertébrés (poissons et amphibiens), invertébrés, algues et plantes vasculaires aquatiques.

Vertébrés

L'exposition aiguë à l'atrazine a provoqué des réactions fort différentes chez les vertébrés aquatiques. C'est ainsi que la CL_{50} 96 h chez le poisson variait entre 0.22 et 100 $mg \cdot L^{-1}$. La truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri) et le guppy (Lebistes reticulata) semblent s'être révélés parmi les espèces nord-américaines les plus sensibles, la CL_{50} 96 h dans leur cas étant de 4.5 et 4.3 $mg \cdot L^{-1}$, respectivement (Bathe et coll., 1975, 1976). Le rasbora (Rasbora heteromorpha) un poisson tropical, était plus sensible encore avec une CL_{50} 24 h de 0.55 $mg \cdot L^{-1}$ (Alabaster, 1969). La concentration sans effet observé après 96 h chez le tête-de-boule (Pimephales promelas) a été mesurée à 8.0 $mg \cdot L^{-1}$ (Macek et coll., 1976). La concentration maximum acceptable calculée pour l'espèce estuarienne (Cyprinondon variegatus) est comprise entre >1.9 et <3.4 $mg \cdot L^{-1}$ (Ward et Ballantine, 1985).

L'exposition chronique de sujets aux premiers stades de leur vie provoque généralement une diminution à moins de 1 $mg \cdot L^{-1}$ de la concentration d'atrazine correspondante à une mortalité importante. Par exemple, la barbue de rivière (Ictalurus punctatus) exposée depuis l'oeuf fécondé jusqu'à 96 h après l'éclosion a une CL_{50} de 0.22 $mg \cdot L^{-1}$ (Birge et coll., 1979, 1983). Les alevins d'omble de fontaine (Salvelinus fontinalis) ont une mortalité accrue à 0.24 $mg \cdot L^{-1}$, alors que la

mortalité chez les adultes n'est pas affectée à une concentration de 0.72 $mg \cdot L^{-1}$ pendant 44 semaines d'exposition (Macek et coll., 1976). La plus grande durée d'exposition connue (18 mois) a permis de montrer que le crapet arlequin (Lepomis macrochirus) ne montre aucun effet observable au niveau de la survie, de la croissance ou de l'éclosion à 0.095 $mg \cdot L^{-1}$ (Macek et coll., 1976).

À la concentration de 100 $\mu g \cdot L^{-1}$, l'atrazine provoque un accroissement important du glucose sanguin après exposition de 6 h et 24 h ainsi que du cortisol sérique après exposition de 24 h et 72 h chez la carpe (Cyprinus carpio). On a observé une diminution importante de la concentration de protéines et de cholestérol sériques et de glycogène du foie après exposition de 72 h. Ces réactions sont considérées comme des effets toxiques de l'exposition à l'atrazine (Gluth et Hanke, 1985).

Invertébrés

À l'exposition aiguë, l'atrazine a des effets toxiques qui varient considérablement d'une espèce à l'autre; la CL_{50} 48 h varie entre <1 et >30 $mg \cdot L^{-1}$. L'invertébré le plus sensible semble avoir été la larve de la cécidomye (Chironomus tentans) avec une CL_{50} 48 h de 0.72 $mg.L^{-1}$ (Macek et coll., 1976). L'exposition de sujets de cette espèce à 0.23 $mg \cdot L^{-1}$ pendant deux générations a réduit le taux d'éclosion, accru la mortalité des larves, retardé le développement et réduit les taux de pupation et d'émergence. Le niveau sans effet observable pour la même durée d'exposition était de 0.11 $mg \cdot L^{-1}$ (Macek et coll., 1976). Une concentration semblable (0.14 $mg \cdot L^{-1}$) avait des effets sur la reproduction et nuisait à la survie de jeunes sujets de l'orchestie (Gammarus fasciatus) après exposition de 119 jours (Macek et coll., 1976).

Algues

Certaines inquiétudes à propos du mode d'action de l'atrazine sur les plantes terrestres (l'inhibition de la photosynthèse) ont conduit à la tenue de nombreuses études sur des algues microscopiques et macroscopiques. La raison de ces études est que des changements à la base de la chaîne alimentaire et au niveau autotrophe des systèmes aquatiques pourraient avoir de profonds effets à des niveaux trophiques beaucoup plus élevés (p. ex., les poissons) qui n'auraient pas la même sensibilité à l'atrazine. Compte tenu du mode d'action de l'atrazine, il n'était pas exclu que de très faibles concentrations pouvaient nuire aux plantes autotrophes assez simples qui constituent le phytoplancton et le périphyton. La CL_{50} 24 h (d'après l'inhibition de l'ingestion du ^{14}C de HCO_3^-) varie entre 0.019 et 0.325 $mg \cdot L^{-1}$ (Larsen et coll., 1986). La concentration en chlorophylle a souvent servi de moyen d'évaluer la biomasse lors des essais de toxicité de l'atrazine dans les algues. Le recours à cette variable ne va pas sans difficulté puisqu'il n'y a pas de réaction constante des plantes aquatiques exposées à l'atrazine. On sait que cette substance réduit ou bien accroît considérablement le nombre de pigments photosynthétiques dans les plantes aquatiques exposées à l'atrazine des concentrations sous-létales.

On a observé une inhibition de plus de 90 % de la production de chlorophylle chez une algue bleue lors d'expositions d'une durée de 7 jours à l'atrazine à une concentration aussi faible que 0.001 $mg \cdot L^{-1}$ (Torres et O'Flaherty, 1976). À l'inverse, on a mesuré une augmentation de la chlorophylle de trois ordres de grandeur par rapport aux niveaux témoins dans des microcosmes algaires exposés à l'atrazine à une concentration de 0.04 $mg \cdot L^{-1}$ (Larsen et coll., 1986). Des augmentations semblables, jusqu'à 5X par rapport aux concentrations des témoins, ont été rapportées chez des macrophytes aquatiques exposés à l'atrazine à des concentrations de 0.13 à 1.2 $mg \cdot L^{-1}$ (Cunningham et coll., 1984).

On a pu montrer que les produits hydrolytiques et métaboliques de l'atrazine sont moins toxiques chez les algues que le composé d'origine; dans l'ordre décroissant, ce sont l'atrazine déséthylée, l'atrazine déisopropylée, la diamine-atrazine et l'hydroxyatrazine (Stratton, 1984).

L'atrazine a été utilisée à titre expérimental comme herbicide aquatique dans des bassins d'élevage de poissons hors d'usage situés dans le sud des États-Unis, afin de réduire la formation d'algues filamenteuses. L'atrazine à une concentration finale de 1 $mg \cdot L^{-1}$ a assuré la répression des algues filamenteuses Pithophora et de la plante vasculaire aquatique Najas guadalupensis. L'algue

bleue planctonique Microcystis a été remplacée par une espèce plus avantageuse (nom inconnu) en une semaine après traitement à l'atrazine à une concentration de 0.08 $mg \cdot L^{-1}$ (Pierce et coll., 1965).

Des tests simples d'inhibition de la croissance algaire (Burrell et coll., 1985) qui ont été faits sur des chlorophytes unicellulaires ont donné la plus faible CE_{50} pour la croissance (d'après des évaluations de 11 jours de la biomasse) de 25.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans le cas de Chlorella vulgaris. La sensibilité variable des algues à l'atrazine apparaît clairement dans des expériences portant sur la productivité primaire (Larsen et coll., 1986). Un groupe d'algues bleues et d'algues vertes a donné des CE_{50} qui variaient entre 19 et 325 $\mu g \cdot L^{-1}$ (par mesure de l'absorption du ^{14}C au bout de 24 h d'exposition). La valeur moyenne la plus faible a été de 37.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans le cas de Chlamydomonas reinhardtii.

Plantes vasculaires aquatiques

Comme c'est le cas avec les algues, les inquiétudes qu'on nourrit à propos de l'effet de l'atrazine contenue dans l'eau de ruissellement chez les espèces aquatiques s'appliquent également aux plantes vasculaires. Un résumé des recherches dans ce domaine est donné à l'annexe B. En général, ces études ont porté sur l'absorption de l'atrazine par les plantes vasculaires aquatiques au moyen d'atrazine marquée au ^{14}C. Il a été montré que l'atrazine peut être absorbée rapidement dans l'eau (équilibre atteint en 15 min) à des concentrations comprises entre 20 et 50 $\mu g \cdot L^{-1}$. Le tissu des nouvelles pousses absorbait plus efficacement l'atrazine que le tissu des rizomes chez les plantes submergées ou à feuilles flottantes (Jones et coll., 1986). L'atrazine qui était adsorbée sur des particules du sol et déposée en surface des feuilles était beaucoup moins disponible pour l'accumulation dans les tissus des pousses et des feuilles que l'atrazine dissoute (Jones et Estes, 1984). Par contraste, d'autres espèces (p. ex. Spartina alterniflora, une plante émergente) absorbait rapidement l'atrazine par les racines et assurait la translocation jusqu'aux pousses. Cette espèce s'est révélée beaucoup plus résistante aux effets toxiques de l'atrazine que les autres à cause de son habileté à métaboliser rapidement ce produit (Pillai et coll., 1977).

Étant donné que le mode d'action de l'atrazine est de bloquer une réaction photosynthétique essentielle, la plupart des études ont donc pris des paramètres qui avaient trait à la photosynthèse (p. ex., production d'oxygène, absorption de carbone inorganique, teneur en chlorophylle). D'autres mesures des réactions de toxicité ont porté sur le triphosphate d'adénosine et sur la teneur totale en adénylate des tissus exposés à l'atrazine (Delistraty et Hershner, 1984), sur des observations au niveau microscopique de l'activité cellulaire (Beaumont et coll., 1980; Dabydeen et Leavitt, 1981), sur la mortalité des plantes et la morphologie de la croissance tissulaire (p. ex., longueur des pousses, nombre de feuilles, etc.) (Forney et Davis, 1981), ainsi que sur les transformations du métabolisme des lipides (Grenier et coll., 1979; Grenier et Beaumont, 1983). Les différentes études sur les plantes vasculaires aquatiques montrent clairement que l'atrazine dissoute en concentration aussi faible que 77 $\mu g \cdot L^{-1}$ suffit déjà à inhiber de façon importante la photosynthèse chez certaines plantes. Cette inhibition est accentuée avec l'augmentation de la concentration et elle se fait conformément à la cinétique calculée par Michaelis-Menton. L'inhibition non létale de la photosynthèse est apparemment réversible une fois l'exposition interrompue, à cause du dégagement d'atrazine par la plante ou du métabolisme de ce produit. Les métabolites de l'atrazine n'ont apparemment pas d'effet majeur sur l'inhibition de la photosynthèse (Jones et Winchell, 1984).

Étude de la toxicité de l'atrazine dans les microcosmes aquatiques

En plus des études de toxicité de l'atrazine chez des espèces précises, dont l'annexe B donne un résumé, on trouve nombre d'articles sur les effets de l'addition d'atrazine dans des microcosmes sur le terrain ou constitués en laboratoire. Il existe des variations considérables dans le nombre d'espèces ainsi que dans le nombre d'éléments constituant les écosystèmes ainsi que dans les types d'écosystèmes aquatiques choisis pour ces études dont l'annexe C donne un résumé.

À l'examen des résultats de ces études, il ressort clairement que l'introduction d'atrazine a un effet immédiat et important sur les organismes

autotrophes. Quant aux assemblages phytoplanctoniques, ces effets sont manifestés par la réduction de la production d'oxygène et de l'absorption de carbone inorganique ainsi que par une altération de la composition spécifique. L'importance des effets est généralement proportionnelle à la quantité d'atrazine ajoutée et au nombre d'expositions. En concentration de 25 à 60 $\mu g \cdot L^{-1}$, on obtient généralement, après application d'une dose unique, un effet réversible après 5 à 7 jours (deNoyelles et coll., 1982). À doses uniques supérieures, le temps de récupération augmente (p. ex., pour 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ il faut 24 jours) (deNoyelles et coll., 1982).

Les plantes vasculaires aquatiques réagissent à l'addition d'atrazine en montrant des effets en rapport avec le dérèglement de leur appareil photosynthétique. Étant donné la taille de ces plantes, les observations de la mortalité sont plus faciles qu'elles ne le sont chez le phytoplancton, qui est microscopique. On a rapporté des diminutions importantes (50 à 100 %) dans la biomasse des plantes vasculaires aquatiques après exposition unique à des concentrations d'atrazine supérieures à 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ comme à 12 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Correll et Wu, 1982). L'addition annuelle d'atrazine pendant trois ans, pour conduire à une concentration finale de 20 $\mu g \cdot L^{-1}$ a réduit le recouvrement par les macrophytes dans des bassins expérimentaux d'environ 90 % (Kettle et coll., 1987).

Les populations d'invertébrés dans les microcosmes exposés à des doses l'atrazine ont également montré des signes de transformation bien que la concentration exacte d'atrazine à l'origine de ces changements ait semblé varier considérablement. Alors qu'une dose unique d'atrazine qui avait donné une concentration de 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ n'avait pas d'effet sur Daphnia magna dans un microcosme marécage-marais (Johnson, 1986), la même espèce a été éliminée dans une simulation de la colonne d'eau d'un lac par trois additions d'atrazine (en 5 jours) qui avaient conduit à une concentration finale de 221.4 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Millard et coll., 1979). La structure de la communauté zooplanctonique d'un bassin expérimental a été modifiée par suite de changements induits par l'atrazine au niveau de la communauté phytoplanctonique (à 20 $\mu g \cdot L^{-1}$). La structure de la communauté d'insectes benthiques a également été modifiée à la concentration de 20 $\mu g \cdot L^{-1}$. Ces transformations des populations d'invertébrés ont apparemment réduit la reproduction chez le crapet arlequin (Lepomis macrochirus) dans les mêmes bassins expérimentaux qui avaient été exposés à une dose unique de 20 $\mu g \cdot L^{-1}$ durant une saison de croissance (Kettle et coll., 1987).

Durant la revue des études portant sur les microcosmes, il n'a pas été facile de trouver des concentrations d'atrazine qui restaient sans effet. Les concentrations de 10 et 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ ont eu différents effets, lors d'expositions de 30 jours, sur des éléments individuels de microcosmes de marais formés dans les prairies (Johnson, 1986). Rien n'indique que la survie, la croissance ou la reproduction de la daphnie ont été influencées par l'atrazine en concentrations de 10 ou 100 $\mu g \cdot L^{-1}$. En outre, ces mêmes concentrations n'ont eu aucun effet sur la croissance de macrophytes submergés ou sur le phytoplancton. Cependant, les fonctions de la communauté aquatique comme la productivité primaire brute, la production d'oxygène dissous et la respiration dans l'ensemble de la communauté ont été réduites de façon importante par l'exposition à 10 $\mu g \cdot L^{-1}$. Pour ces mêmes paramètres, la récupération qui a suivi l'exposition à une dose unique d'atrazine à 10 $\mu g \cdot L^{-1}$ a été rapide (7 jours).

Les microcosmes qui recevaient continuellement de l'atrazine jusqu'aux concentrations finales de 0.5 et 5.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ n'ont pas différé de façon significative des témoins quant à la production d'oxygène. En outre, les communautés qui composaient les microcosmes (algues filamenteuses, rotifères et nématodes) paraissaient toutes être en bonne santé à 50 $\mu g \cdot L^{-1}$. La production d'oxygène diminuait bien à mesure que l'atrazine augmentait lentement jusqu'à une concentration de 50 $\mu g \cdot L^{-1}$, mais la dilution à partir de ce plateau jusqu'à une concentration inférieure à 10 $\mu g \cdot L^{-1}$ se traduisait par un rétablissement total et immédiat de la production d'oxygène (Brockway et coll., 1984).

Les microcosmes estuariens composés de sédiments et de deux espèces de plantes vasculaires aquatiques ont montré qu'à la concentration de 5 $\mu g \cdot L^{-1}$, l'atrazine conduisait à une diminution importante de l'oxygène dissous dans l'eau chez Potamogeton perfoliatus (22 %) après 2 et 3 semaines d'exposition. Le rétablissement jusqu'au niveau des témoins a eu lieu durant la quatrième

semaine. On a également observé une diminution significative de la teneur en oxygène dissous durant la deuxième semaine chez les témoins traités avec le solvant seulement (méthanol). Cette observation soulève des doutes sur la signification de la réaction des organismes à l'atrazine en concentration de 5 $\mu g \cdot L^{-1}$. À la même concentration, la photosynthèse apparente de Myriophyllum spicatum a semblé accrue de façon significative (20 %) (Kemp et coll., 1985).

Correl et Wu (1982) font état d'une toxicité aiguë pour les plantes aquatiques, à une concentration d'aussi peu que 12.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ (CE_{50} de 47 jours) chez le macrophyte sensible Vallisneria americana. Toutefois, il est à noter que ces essais ont été faits sur des microcosmes estuariens dont la salinité différait de celle de l'habitat naturel des plantes testées; cela aurait pu constituer un stress additionnel. Par comparaison, rappelons que Forney et Davis (1981) ont mesuré des concentrations non létales d'atrazine (CE_{50}, jusqu'à la croissance) de 163 à 532 $\mu g \cdot L^{-1}$ chez la même espèce qui était en eau douce cette fois.

Afin de parvenir à une évaluation d'ensemble du risque qui corresponde bien à la situation réelle, ils ont été amenés à faire des études sur des écosystèmes modèles qui ont contribué à la considérable variabilité des effets observés de l'atrazine sur la croissance du phytoplancton et la dynamique des communautés. Apparemment, une limite inférieure de 20 $\mu g \cdot L^{-1}$ suffisait indirectement, c'est-à-dire par croissance différentielle et inhibition de la photosynthèse, à modifier la succession algaire de bassins ensemencés artificiellement (deNoyelles et coll., 1982). D'autres études sur des mésocosmes ont permis d'observer qu'en concentration de 20 à 25 $\mu g \cdot L^{-1}$, il n'y avait pas d'effet important sur les assemblages algaires de bassins expérimentaux (Larsen et coll., 1986) ou sur les évaluations de la biomasse et de la productivité primaire brute de communautés périphytiques de cours d'eau modèles (Lynch et coll., 1982). Lors d'une recherche récente sur la toxicité de l'atrazine dans un écosystème modèle, on a utilisé des substrats artificiels pour la flottaison afin de mesurer les réactions de type structurel (nombre d'espèces et biomasse) ainsi que de type fonctionnel (vitesse de colonisation, production de O_2, teneur en protéines et en éléments nutritifs) chez des communautés microbiennes d'origine naturelle (Pratt et coll., 1988). La production d'oxygène ainsi que la capacité des communautés à séquestrer le magnésium et le calcium ont constitué les indicateurs les plus sensibles du stress créé par l'atrazine. À partir des limites sans effet apparent et des limites à faible effet apparent calculées à partir des objectifs choisis, la plus faible MATC déterminée a été de 17.9 $\mu g \cdot L^{-1}$ d'atrazine.

Recommandation

La base de données se rapportant à la toxicité de l'atrazine pour le poisson combinait 11 études de toxicité chronique et 35 essais de toxicité aiguë (c'est-à-dire expositions de 96 h ou moins) chez 18 espèces de poissons. Des 35 essais de toxicité aiguë, 8 ont été faits en Amérique du Nord sur des salmonidés d'eau douce. Les autres essais portaient sur des espèces d'eau douce nord-américaines (18 essais), sur des espèces estuariennes et marines d'Amérique du Nord (3 essais) ainsi que sur les espèces européennes d'eau douce (5 essais) et une espèce tropicale (1 essai). Des 11 études chroniques, 3 portaient sur des espèces de salmonidés d'eau douce d'Amérique du Nord. Les autres épreuves chroniques portaient sur d'autres espèces d'eau douce d'Amérique du Nord. En plus des données de toxicité pour le poisson, des données ayant trait à la toxicité chronique pour plusieurs espèces d'amphibiens d'Amérique du Nord, de la ponte à une étape donnée après l'éclosion, étaient également disponibles.

On trouve dans la documentation une ample variété de données portant sur la toxicité chronique et aiguë pour les invertébrés, bien que les espèces ne soient pas toujours identifiées et que les durées d'exposition ne soient pas toujours indiquées. En tenant compte seulement des cas où l'espèce et la durée d'exposition sont mentionnées, on a retracé 17 essais de toxicité aiguë et 9 essais de toxicité chronique qui portaient sur des invertébrés d'eau douce ou d'estuaire. Des 17 essais de toxicité aiguë, 5 portaient sur l'espèce zooplanctonique d'eau douce Daphnia, 2 essais portaient sur des larves du diptère Chironomus et 1 essai portait sur l'amphipode Gammarus. Ces mêmes espèces ont également servi lors de 4 études de toxicité chronique.

Il existe une importante base de données sur différents types d'algues estuariennes et d'eau douce soumises à des expositions aiguës et chroniques à l'atrazine. Il y a beaucoup moins de données applicables aux plantes vasculaires aquatiques. On a trouvé des rapports décrivant les effets de l'atrazine sur 24 algues qui précisaient l'espèce ou le genre et les durées d'exposition pour un total de 56 essais de toxicité. De ces essais, 33 portaient sur l'exposition chronique à l'atrazine (c'est-à-dire plus de 96 h) alors que 23 essais portaient sur les effets d'une exposition aiguë. Neuf espèces de plantes vasculaires aquatiques ont servi à des essais portant sur les effets de l'exposition à l'atrazine. Des 14 essais rapportés, 6 traitaient d'expositions aiguës et 8 d'expositions chroniques.

En plus des renseignements précités sur la toxicité pour des espèces étudiées une à une, il existe plusieurs études portant sur les effets de l'atrazine sur des écosystèmes aquatiques en microcosmes. Trente-deux études du genre ont été retracées, avec plusieurs publications qui portaient sur différents aspects d'une même étude en microcosme.

Les renseignements sur la toxicité que nous avons passés en revue étaient assez abondants et d'assez bonne qualité pour que soit définie une recommandation au sujet de la qualité de l'eau au Canada pour la protection des organismes aquatiques. Mentionnons les réactions à l'exposition chronique non létale à l'atrazine des crapets arlequins (Lepomis macrochirus) et de l'omble des fontaines (Salvelinus fontinalis) (Macek et coll., 1976). Birge et coll., (1979, 1983) ont étudié la réaction à l'exposition chronique à l'atrazine de poissons rendus aux premiers stades de leur vie. Macek et coll., (1976) ont étudié les effets de l'exposition chronique à l'atrazine sur le succès de ponte, la mortalité et le développement des larves, le taux de pupation et l'émergence chez deux générations de larves de diptères (Chironomus tentans). Plusieurs concentrations maximales acceptables de toxiques (MATC) ont été calculées lors d'études d'expositions chroniques avec une eau adoucie. Les évaluations des MATC variaient entre 0.09 et 0.50 $mg \cdot L^{-1}$ chez le crapet arlequin (L. macrochirus), 0.21 à 0.52 $mg \cdot L^{-1}$ chez le tête-de-boule (Pimephales fontinalis) et 0.06 à 12 $mg \cdot L^{-1}$ chez l'omble de fontaine (S. fontinalis). Quant aux invertébrés, on a estimé que les MATC sont de l'ordre de 0.11 à 0.23 $mg \cdot L^{-1}$ chez les larves de diptères (C. tentans), 0.14 à 0.25 $mg \cdot L^{-1}$ chez Daphnia et 0.06 à 0.14 $mg \cdot L^{-1}$ chez l'amphipode Gammarus fasciatus (Macek et coll., 1976).

La qualité des essais (c'est-à-dire, les contrôles, les mesures d'atrazine dans les réservoirs servant aux essais, les charges en organismes testés par chambre d'essai, etc.) était assez bien documentée et assez conforme aux protocoles acceptés d'expériences pour que les résultats soient considérés comme étant valables.

La limite de MATC, soit 0.06 $mg \cdot L^{-1}$ ou 60 $\mu g \cdot L^{-1}$ chez l'omble de fontaine (S. fontinalis) se trouvait être inférieure à toutes les concentrations d'atrazine rapportées à l'origine d'effets nuisibles aux poissons ou aux invertébrés aquatiques soumis à des expositions aiguës et chroniques à l'atrazine. Cependant, cette concentration et des concentrations inférieures ont eu des effets nuisibles sur la croissance d'algues estuariennes et d'eau douce (Torres et O'Flaherty, 1976; Véber et coll., 1981; Correl et Wu, 1982; deNoyelles et coll., 1982; Maule et Wright, 1984; Stratton, 1984; Burrell et coll., 1985; Larsen et coll., 1986; Mayasich et coll,, 1986; Turbak et coll., 1986; Pratt et coll., 1988). On a rapporté une importante mortalité à 53 $\mu g \cdot L^{-1}$ d'atrazine et une réduction du nombre de feuilles à 60 $\mu g \cdot L^{-1}$ chez des plantes vasculaires aquatiques (Forney et Davis, 1981; Hershner et coll., 1983).

La plupart des résultats montrent qu'à 60 $\mu g \cdot L^{-1}$, les poissons et les invertébrés aquatiques seraient à l'abri d'effets toxiques directs, mais à cette concentration, l'atrazine est susceptible d'avoir des effets nuisibles sur les algues et les plantes vasculaires aquatiques qui composent l'écosystème aquatique. Ces effets pourraient nuire indirectement aux poissons et aux invertébrés aquatiques. Cela se trouve confirmé par des essais en macrocosmes à grande échelle (bassins) (deNoyelles et coll., 1982; deNoyelles et Kettle, 1985; Dewey, 1986; Kettle et coll., 1987) ainsi que par des études dans des microcosmes de moindres dimensions et des essais sur des espèces uniques (Correl et Wu, 1982; deNoyelles et Kettle, 1985; Stay et coll., 1985; Larsen et coll., 1986; Pratt et coll.,

1988). Des réactions semblables ont été rapportées dans tous les systèmes exposés à l'atrazine en concentration comparable. Les résultats de ces essais montrent que l'atrazine en concentration inférieure à 20 $\mu g \cdot L^{-1}$ peut nuire aux écosystèmes aquatiques. D'autres études en microcosmes avec l'atrazine en faible concentration ont permis de montrer ce qui suit : 1) une productivité primaire brute réduite à 10 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Johnson, 1986); 2) aucune diminution de la production d'oxygène à 5 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Brockway et coll., 1984); 3) une diminution importante de la production d'oxygène chez une espèce macrophytique et une augmentation importante chez une autre espèce macrophytique à 5 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Kemp et coll., 1985).

Ainsi, compte tenu des études de toxicité pour les algues et les plantes vasculaires aquatiques, il est impossible d'appliquer la concentration de 60 $\mu g \cdot L^{-1}$ au calcul de la recommandation. Afin de respecter l'esprit des recommandations du CCMRE au sujet de la qualité de l'eau au Canada, il faut que la recommandation applicable aux organismes aquatiques d'eau douce exposés à l'atrazine soit conçue de façon à assurer la protection des producteurs primaires ainsi que des consommateurs. Lorsqu'il y a plusieurs MATC comparables dans le cas d'un pesticide donné, on applique un facteur de sécurité d'un ordre de grandeur à la concentration maximale acceptable de toxiques la plus sensible (CCMRE, 1987). Par conséquent, une MATC de 17.9 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Pratt et coll., 1988) a été appliquée au calcul de la recommandation de 1.79 ou 2.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ d'atrazine pour assurer la protection des organismes aquatiques d'eau douce.

Utilisation de l'eau en agriculture

Abreuvement du bétail

Toxicité, absorption, métabolisme et élimination

Le tableau D-1 de l'annexe D donne un résumé des données sur la toxicité chez les oiseaux. De manière générale, on peut dire que l'ingestion de l'atrazine ne s'est pas montrée bien toxique chez les oiseaux, ce qui s'est traduit par l'obtention de CL_{50} de l'ordre de 700 à 19 650 $mg \cdot kg^{-1}$ du poids du corps avec des expositions de 5 à 7 jours. Même si des concentrations importantes d'atrazine ont été retrouvées dans le tissu gras abdominal après la cessation du traitement, des poulets pouvaient métaboliser l'atrazine de deux façons différentes : la N-désalkylation au niveau du groupement éthylamino et la substitution du chlore sur le noyau par hydrolyse. Ces voies métaboliques produisaient de la déséthylatrazine et de l'hydroxyatrazine, respectivement. L'hydrolyse et la N-désalkylation subséquentes de ces métabolites produisaient de la déséthylhydroxyatrazine (Khan et Foster, 1976). Des études <u>in vitro</u> du métabolisme de l'atrazine avec des homogénats de foie de poulet, faites à la suite de ces travaux, ont confirmé la présence de systèmes enzymatiques capables de déchlorer la molécule d'atrazine en produisant une hydroxyatrazine (Foster et coll., 1979).

L'atrazine en émulsion aqueuse appliquée sur des oeufs fécondés de canard colvert (<u>Anas platyrhynchos</u>) à raison de 445 $g \cdot L^{-1}$ ne s'est pas révélée assez toxique pour permettre le calcul d'une CL_{50}; le produit s'est révélé être l'un des moins toxiques parmi les 14 herbicides agricoles courants testés par Hoffman et Albers (1984). En outre, on n'a pas observé de malformation ou de croissance imparfaite à l'éclosion des sujets traités.

Le tableau D-2 de l'annexe D donne un résumé des données sur les effets toxiques chez les mammifères. Il y a eu des études de toxicité chez le bétail et les ovins, mais non pas chez les mammifères en liberté. Les résultats connus montrent que l'atrazine est peu toxique pour les mammifères. On a trouvé que les doses en concentrations aiguës données par voie orale en une seule fois sont de l'ordre de 1400 à 5100 $mg.kg^{-1}$ du poids du corps chez les rats et les souris. Par voie intrapéritonéale, ce produit s'est révélé beaucoup plus toxique (c'est-à-dire DL_{50} = 125 $mg \cdot kg^{-1}$). La dose létale par ingestion d'atrazine chez le bétail a été rapportée comme étant de deux doses de 250 $mg \cdot kg^{-1}$ en 24 h (Palmer et Radeleff, 1964). À doses plus petites, l'intoxication est réversible (Kobel et coll., 1985).

Les doses orales chroniques de 100 $mg \cdot kg^{-1}$ (pendant 21 jours) et de 760 $mg \cdot kg^{-1}$ (pendant 4 semaines) n'ont pas eu d'effet adverse important sur le bétail. Cependant, des brebis ont été tuées à doses aiguës de 30 $mg \cdot kg^{-1}$ en 36 à 60 jours (Binns et Johnson, 1970). D'autres voies d'expo-

sition (p. ex., par le derme et par inhalation) se sont révélées beaucoup moins toxiques que la voie orale (Geigy Agricultural Chemicals, 1971a, 1971b).

L'atrazine ingérée est absorbée au niveau du tractus gastrointestinal des mammifères, subit une altération métabolique limitée et est excrétée principalement au niveau des reins. Des études in vivo de métabolisme chez le rat ont montré que 85.8 % de l'atrazine administrée en dose unique est excrété en 72 h. Ce sont les tissus du poumon, du rein et du foie qui contiennent en plus forte concentration les métabolites de l'atrazine qui restent dans l'organisme après les 72 h (Bakke, Larsen et coll., 1972). Dans des études in vivo et in vitro il s'est produit différentes altérations métaboliques de la molécule parente d'atrazine. Trois voies du métabolisme de l'atrazine ont été étudiées : 1) élimination du groupe isopropyl en position 6 du noyau de carbone, 2) élimination du groupe éthyl en position 4, 3) élimination de l'atome de chlore en position 2. L'élimination du groupe isopropyl ou du groupe éthyl (N-désalkylation) semble constituer la première altération métabolique importante; l'élimination du groupe isopropyl semble constituer la voie préférentielle (Dauterman et Muecke, 1974; Khan et coll., 1979). La liaison carbone-chlore semble stable dans les systèmes des mammifères et n'est pas brisée par l'hydrolyse. Les réactions subséquentes du composé parent ou de son métabolite désalkylé passent par des réactions de conjugaison avec le glutathion avant élimination (hors de l'organisme) ou avant d'autres transformations métaboliques (Dauterman et Muecke, 1974). Bakke, Shimabukuro, et coll., (1972) ont montré qu'il y avait très peu d'absorption des résidus de l'atrazine laissés sur les plantes ingérées par les mammifères. Esser et coll., (1975) ont préparé une revue détaillée du métabolisme de l'atrazine (et de celui d'autres herbicides à base de triazine).

Mutagénicité, tératogénicité et carcinogénicité

La mutagénicité de l'atrazine a été étudiée sur différents systèmes microbiens, animaux et végétaux. En général, ces études montrent que l'atrazine n'est pas mutagène, qu'il y ait ou non activation métabolique par le système animal (U.S. Department of Agriculture, 1984).

Andersen et coll., (1972), Simmon et coll., (1977), Loprieno et Adler (1980) et Seiler (1973) ont fait des essais avec le bactériophage T_4 et le mutant T_4 de Salmonella typhimurium et d'Escherichia coli, mais les résultats ont été négatifs. Il existe un seul rapport de mutagénicité attribuée à l'atrazine chez S. typhimurium (Njagi et Gopalan, 1980), mais ce rapport n'est pas assez documenté pour qu'une évaluation des résultats soit possible.

D'autres systèmes microbiens emploient Saccharomyces cerevisiae, Aspergillus nidulans, E. coli, Schizosaccharomyces pombe et Streptomyces coelicolor. L'atrazine s'est révélée non mutagène chez S. cerevisiae, que ce soit sous la forme du composé parent ou après l'activation métabolique chez les mammifères (de Bertoldi et coll., 1978, 1980; Marquardt, 1980), mais des réactions de mutagénicité ont été rapportées avec des extraits de tissus du maïs traités à l'atrazine (Plewa et Gentile, 1976).

Le rapport de la mutagénicité de l'atrazine chez E. coli (Solt et Neale, 1980) dans les systèmes avec un hôte comme intermédiaire (p. ex., des souris exposées à l'atrazine par voie orale et E. coli injecté par voie intraveineuse) n'est pas assez documenté pour qu'une évaluation critique des résultats soit possible. Un autre rapport sur ce type de mutagénicité (de Bertoldi et coll., 1978) conclut que l'atrazine n'est pas mutagène dans ces systèmes.

L'atrazine s'est révélée mutagène et non mutagène chez A. nidulans, selon le mécanisme de vérification choisi (p. ex., résistance aux antibiotiques, cross-over mitotique, conversion des gènes mitotique) et selon que l'atrazine a été ou non activée par des systèmes enzymatiques végétaux (Carere et Morpugo, 1981). Les effets mutagènes de l'atrazine ont été rapportés chez S. pombe et S. coelicolor en présence de microsomes végétaux ou de microsomes du foie de souris traitées à l'atrazine (Loprieno et Adler, 1980).

L'activité mutagène chez des drosophiles exposées à l'atrazine, Drosophila melanogaster, telle que rapportée par Murnik et Nash (1977) et Luprieno et Adler (1980) est ambiguë et il est impossible de parvenir à des conclusions certaines avec cet organisme.

Les systèmes cellulaires de mammifères (p. ex., cellules de Cricetulus griseus, cellules de la moëlle épinière de la souris, cellules EUE humaines) ont également conduit à des résultats ambigus lors des essais de mutation induite par l'atrazine de Loprieno et Adler (1980), de Sobels et coll., (1980), d'Ehling (1980) et de Loprieno et coll., (1979).

Des effets mutagènes beaucoup plus uniformes ont été obtenus avec les plantes (p. ex., l'orge et le maïs). Des solutions d'atrazine à 10 et 20 $mg \cdot L^{-1}$ ont produit des échanges de chromatides appariés dans les racines de pousses de maïs (Chou et Weber, 1981). Cet effet résultait apparemment de l'altération métabolique de l'atrazine par la plante. D'autres aberrations chromosomiques ont également été rapportées par Wuu et Grant (1966a, 1966b; 1967) et par Plewa et Gentile (1976). Même s'il semble tout à fait probable que l'atrazine en elle-même ne constitue pas un agent mutagène bactérien, la possibilité demeure que les métabolites de l'atrazine chez les plantes et les animaux soient mutagènes pour les bactéries et autres procaryotes (Grutman et coll., 1984).

La tératogénèse induite par l'atrazine n'a pas encore été observée en laboratoire. Des concentrations dans les rations alimentaires jusqu'à 1000 $mg \cdot kg^{-1}$ n'ont pas eu d'effet sur des femelles de rats gestantes et sur leurs portées. Des injections sous-cutanées d'atrazine jusqu'à la concentration de 200 $mg \cdot kg^{-1}$ chez des femelles de rats gestantes n'ont pas eu, non plus, d'effet sur le nombre de nouveau-nés par portée. En doses supérieures (p. ex., 800 $mg \cdot kg^{-1}$) l'atrazine a des effets toxiques sur les embryons, qui se traduisent généralement par la résorption des embryons (Petes et Cook, 1973). On n'a pas observé non plus d'effet tératogène chez des souris gestantes à qui on avait administré par voie orale 46.4 $mg \cdot kg^{-1}$ d'atrazine entre le 6^{e} et le 14^{e} jours de leur gestation (Mrak, 1969). Des brebis gestantes, traitées avec 15 $mg \cdot kg^{-1}$ d'atrazine durant leur gestation et 30 jours après la naissance, ont donné naissance à des agneaux apparemment normaux et les ont allaités (Binns et Johnson, 1970).

Des essais biologiques de carcinogénicité à long terme (18 mois) au moyen de souches hybrides de deux souris à qui ont avait administré par voie orale la dose maximale acceptable (21.5 $mg \cdot kg^{-1}$) n'ont pas révèle plus de tumeurs dans une proportion significative chez les sujets traités que chez les témoins (Innes et coll., 1969). Le rapport d'un cancer induit par des injections sous-cutanées du mélange d'atrazine et de simazine (Donna et coll., 1981) n'est pas d'une qualité suffisante pour permettre de tirer des conclusions sur la carcinogénicité de l'atrazine.

Recommandation (provisoire)

Les données connues sur les effets toxiques de l'atrazine chez les oiseaux et les mammifères (annexes D et E, respectivement) montrent que l'atrazine n'est pas très toxique pour le bétail. Il est important de remarquer que presque toutes les études dont il est question dans les annexes D et E utilisent l'administration de l'atrazine par la voie orale (p. ex., le gavage) ou par incorporation aux aliments pour exposer des animaux à l'atrazine par absorption au niveau du tractus gastrointestinal. Dans aucune des études n'a-t-on administré l'atrazine dans l'eau d'abreuvement. La raison nous est inconnue, mais il peut s'agir de l'impossibilité d'obtenir des expositions létales en administrant l'atrazine avec l'eau d'abreuvement en quantité normale.

Les données de Binns et Johnson (1970) sur les agneaux font état de l'une des doses les plus faibles en termes de kilogramme par jour qu'on puisse trouver dans la documentation mais ces données ne sont pas basées sur la consommation d'eau. D'autres chercheurs (p. ex., Peters et Cook, 1973; Suschetet et coll., 1974) indiquent certaines concentrations d'atrazine dans les aliments, mais sans fournir assez de détails sur l'ingestion quotidienne qu'on pourrait utiliser pour élaborer une recommandation.

Afin de calculer une recommandation pour l'abreuvement du bétail, il faut disposer de résultats valides sur la toxicité chronique et de l'accumulation de l'atrazine chez le bétail qui en consomme en s'abreuvant. Ce genre de renseignement n'existe pas et c'est pourquoi il a été nécessaire de calculer une recommandation en ayant recours à la politique du CCMRE (1987) d'appliquer la recommandation pour les pesticides dans l'eau non traitée destinée à la consommation humaine. Cette

politique accorde une marge de sécurité adéquate pour la protection du bétail et fait en sorte qu'il n'y ait pas de résidus en concentration inacceptable dans les produits d'origine animale (CCMRE, 1987). Comme il existait une recommandation provisoire ayant trait à l'atrazine dans l'eau non traitée destinée à la consommation humaine, soit 60 $\mu g \cdot L^{-1}$, cette valeur est proposée comme limite recommandée pour l'abreuvement du bétail.

Irrigation

Les résidus d'atrazine dans l'eau d'irrigation peuvent nuire aux récoltes lorsqu'ils sont transportés dans le sol (irrigation par rangées) et absorbés par les racines ou lorsqu'ils sont projetés sur le feuillage (irrigation par aspersion) et sont absorbés. Il a déjà été question dans les sections portant sur les effets toxiques chez les algues et les plantes vasculaires aquatiques de l'extrême sensibilité de l'appareil photosynthétique des plantes à l'atrazine; il en a également été question dans l'analyse de l'effet de l'atrazine sur les microcosmes.

Le mode d'action spécifique de l'atrazine, combiné à sa présence dans l'eau, a décidé l'EPA des États-Unis à proposer que l'atrazine ainsi que les herbicides à base de triazine en général aient une limite très basse dans l'eau d'irrigation (p. ex., 10 $\mu g.L^{-1}$) (U.S. EPA, 1977).

L'atrazine dans l'irrigation provient du retour d'eau d'irrigation (p. ex., drainage de champs traités à l'atrazine). Il a déjà été question de la concentration d'atrazine dans l'eau de ruissellement provenant de champs traités (concentration dans l'eau et les sédiments). L'emploi d'atrazine dans les canaux d'irrigation pour éliminer les mauvaises herbes constitue aussi une menace pour les récoltes irriguées.

Une étude faite en Saskatchewan a montré que l'atrazine appliquée en septembre dans des fossés d'irrigation secs pour lutter contre les mauvaises herbes, à raison de 22.4 $kg.ha^{-1}$, s'est traduite par la présence de résidus d'atrazine dans l'eau d'irrigation l'été suivant. Les premières mares formées dans les fossés en juin contenaient en moyenne 240 $\pm$ 100 $\mu g.L^{-1}$ d'atrazine. De nouveaux échantillons d'eau pris pendant la première période d'irrigation de la campagne agricole contenaient en moyenne 45 $\pm$ 20 $\mu g.L^{-1}$ d'atrazine. Deux ans plus tard, l'atrazine était encore présente dans l'eau des fossés d'irrigation en concentration de 19 $\pm$ 2 $\mu g.L^{-1}$. Les auteurs de cette étude (Smith et coll., 1975) sont parvenus à la conclusion qu'il ne faut pas utiliser l'eau d'irrigation des deux premiers remplissages des fossés traités à l'atrazine pour l'irrigation.

Recommandation (provisoire)

Étant donné qu'on ne dispose pas de résultats satisfaisants et compte tenu de l'extrême sensibilité de certaines récoltes (p. ex., la betterave sucrière) à l'atrazine, il est recommandé d'adopter comme Recommandation provisoire pour la qualité de l'eau au Canada la concentration recommandée par l'EPA des États-Unis pour l'atrazine dans l'eau d'irrigation, soit 10 $\mu g.L^{-1}$.

Qualité des eaux pour les loisirs et l'esthétique

Recommandation

Il n'y a pas de recommandation pour l'atrazine dans l'eau utilisée à des fins récréatives.

Eau utilisée à des fins industrielles

Recommandation

Il n'y a pas de recommandation pour l'atrazine dans l'eau utilisée à des fins industrielles.

SOMMAIRE

Suite à l'évaluation des renseignements publiés sur le pesticide appelé atrazine, des recommandations au sujet de la qualité de l'eau au Canada ont été calculées (tableau 3). On passe en revue les renseignements qui se rapportent à l'atrazine et qui ont trait à ses usages et à sa production, à sa présence dans le milieu aquatique, à sa persistence et à sa décomposition ainsi qu'à sa toxicité pour des organismes qui ne sont pas des cibles. Le mécanisme du calcul des recommandations formulées est expliqué sommairement.

REMERCIEMENTS

Les auteurs tiennent à remercier les membres du groupe de travail sur les lignes directrices relatives à la qualité de l'eau, Conseil canadien des ministres des Ressources et de l'Environnement, pour leur soutien et leurs commentaires utiles. Les auteurs tiennent également à remercier les réviseurs scientifiques suivants pour leurs suggestions : M.C. Taylor, D. Valiela et H. O'Neill de la Direction de la qualité des eaux, J. Maguire de l'Institut national de recherche sur les eaux, K. Lloyd du Service canadien de la faune, B. Ernst, M. Wan et R. Sebastien de la Protection de l'environnement ainsi que V. Zitko de Pêches et Océans.

Tableau 3. Recommandations sur la qualité de l'eau pour l'atrazine

Utilisations	Recommandations
Sources d'approvisionnement en eau potable	60 $\mu g.L^{-1}$ (conc. acceptable max.)*
Organismes aquatiques en eau douce	2 $\mu g.L^{-1}$
Utilisations de l'eau en agriculture	
Abreuvement des animaux	60 $\mu g.L^{-1}$ (provisoire)
Irrigation	10 $\mu g.L^{-1}$ (provisoire)
Valeur récréative et esthétique	Pas de limite recommandée
Eau à des fins industrielles	Pas de limite recommandée

* Recommandation actuelle pour la qualité d'eau potable (Santé et Bien-être social Canada, 1987).

RÉFÉRENCES

Alabaster, J.S. 1969. Survival of fish in 164 herbicides, insecticides, fungicides, wetting agents and miscellaneous substances. Int. Pest control, 11(2): 29-35.

Andersen, K.J., E.G. Leighty, et M.T. Takahashi. 1972. Evaluation of herbicides for possible mutagenic properties. J. Agric. Food Chem., 20: 49-656.

Armstrong, D.E., et G. Chesters. 1968. Adsorption catalyzed chemical hydrolysis of atrazine. Environ. Sci. Technol. 2(9): 683-689.

Armstrong, D.E., G. Chesters, et R.F. Harris. 1967. Atrazine hydroloysis in soil. Soil Sci. Soc. Am. Proc., 31: 61-66.

Ashton, F.M., et A.S. Crafts. 1973. Mode of Action of Herbicides. New York: Wiley Interscience.

Ashton, F.M., T. Bisalputra, et E.B. Risley. 1966. Effect of atrazine on Chlorella vulgaris. Am. J. Bot., 53(3): 217-219.

Bailey, G.W., A.P. Barnett, W.R. Payne, Jr., et C.N. Smith. 1974. Herbicide runoff from four coastal plain soil types. EPA-600/2-74-017. U.S. Environmental Protection Agency.

Bakke, J.E., J.D. Larson, et C.E. Price. 1972. Metabolism of atrazine and 2-hydroxyatrazine by the rat. J. Agric. Food Chem. 20(3): 603-607.

Bakke, J.E., R.H. Shimabukuro, K.L. Davison, et G.L. Lamoureux. 1972. Sheep and rat metabolism of the insoluble ^{14}C-residues present in ^{14}C-atrazine-treated sorghum. Chemosphere, 1(1): 21-24.

Bathe, R., L. Ullmann, K. Sachsse, et R. Hess. 1976. Relation between toxicity to fish and to mammals: A comparative study under defined laboratory conditions. Dans Predictions of Chronic Toxicity from Short Term Studies, Proc. Eur. Soc. Toxicol., 17: 351-355.

Bathe, R., K. Sachsse, L. Ullmann, W.D. Hoermann, F. Zak, et R. Hess. 1975. Evaluation of fish toxicity in the laboratory. Proc. Eur. Soc. Toxicol., 16: 113-124.

Beaumont, G., A. Lord, et G. Grenier. 1980. Effets physiologiques de l'atrazine à doses sublétales sur Lemna minor. V. Influence sur l'ultrastructure des chloroplastes. Can. J. Bot., 58: 1571-1577.

Binns, C.W., et A.E. Johnson. 1970. Chronic and teratogenic effects of 2,4-D (2,4-dichlorophenoxyacetic acid) and atrazine (2-chloro-4-ethylamino-6-isopropyl-amino-s-triazine) to sheep. Proc. North Cent. Weed Control Conf., 25: 100.

Birge, W.J., J.A. Black, et D.M. Bruser. 1979. Toxicity of organic chemicals to embryo-larval stages of fish. EPA-560/11-79-007. U.S. Environmental Protection Agency, Washington, D.C.

Birge, W.J., J.A. Black, A.G. Westerman, et B.A. Ramey. 1983. Fish and amphibian embryos--A model system for evaluating teratogenicity. Fund Am. Appl. Toxicol., 3: 237-242.

Boger, P., et U. Schlue. 1976. Long-term effects of herbicides on the photosynthetic apparatus. I. Influence of diuron, triazines and pyridazinones. Weed Res., 16: 149-154.

Brockway, D.L., P.D. Smith, et F.E. Stancil. 1984. Fate and effects of atrazine in small aquatic microcosms. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 32: 345-353.

Burkhard, N., et J.A. Guth. 1981. Chemical hydrolysis of 2-chloro- 4,6-bis(alkylamino)-1,3,5-triazine herbicides and their breakdown in soil under the influence of adsorption. Pestic. Sci., 12(1): 45-52.

Burrell, R.E., W.E. Inniss, et C.I. Mayfield. 1985. Detection and analysis of interactions between atrazine and sodium pentachlorophenate with single and multiple algal-bacterial populations. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 14: 167-177.

Burt, G.W. 1974. Volatility of atrazine from plant, soil, and glass surfaces. J. Environ. Qual. 3(2): 114-117.

Butler, G.L., T.R. Deason, et J.C. O'Kelley. 1975a. Loss of five pesticides from cultures of twenty-one planktonic algae. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 13(2): 149-152.

Butler, M.K., et J.A. Arruda. 1985. Pesticide monitoring in Kansas surface waters: 1973-1984. Dans Perspectives on Nonpoint Source Pollution: Proceedings of a National Conference, Kansas City, Missouri, 19 et 20 mai 1985, pp. 196-200.

Caplan, J.A., A.R. Isensee, et J.O. Nelson. 1984. Fate and effect of (^{14}C) fenvalerate in a tidal marsh sediment ecosystem model. J. Agric. Food Chem., 32: 166-171.

Carere, A., et G. Morpugo. 1981. Comparison of the mutagenic activity of pesticides in vitro in various short-term assays. Prog. Mutat. 'Res. 2: 87-104'.

CCMRE. 1987. Recommandations pour la qualité des eaux au Canada. Document préparé par le groupe de travail sur les recommandations pour la qualité des eaux du Conseil canadien des ministres des ressources et de l'environnement.

Chiou, C.T., V.H. Freed, D.W. Schmedding, et R.L. Kohnert. 1977. Partition coefficients and bioaccumulation of selected organic chemicals. Environ. Sci. Technol., 11: 475-478.

Chou, T.S., et D.F. Weber. 1981. The effect of atrazine on sister-chromatid exchange in maize. Genetics, 97(S1): S21.

Correll, D.L., et T.L. Wu. 1982. Atrazine toxicity to submersed vascular plants in simulated estuarine microcosms. Aquat. Bot., 14: 151-158.

Correll, D.L., J.W. Pierce, et T.L. Wu. 1978. Herbicides and submerged plants in Chesapeake Bay. Dans Symposium on Technical, Environmental, Socioeconomic and Regulatory Aspects of Coastal Zone Management, pp. 858-877. American Society of Civil Engineers, San Francisco, Californie.

Cunningham, J.J., W.M. Kemp, M.R. Lewis, et J.C. Stevenson. 1984. Temporal responses of the macrophyte Potamogeton perfoliatus L., and its associated autotrophic community to atrazine exposure in estuarine microcosms. Estuarines, 7: 519-530.

Dabydeen, S., et J.R.C. Leavitt. 1981. Absorption and effect of simazine and atrazine on Elodea canadensis. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 26: 381-385.

Dauterman, W.C., et W. Muecke. 1974. In vitro metabolism of atrazine by the rat liver. Pestic. Biochem. Physiol., 4: 212-219.

deBertoldi, M., R. Barale, et M. Giovannetti. 1978. Mutagenicity of pesticides evaluated by means of gene-conversion in Saccharomyces cerevisiae and Aspergillus nidulans. Mutat. Res., 53: 174-175.

deBertoldi, M., M. Griselli, M. Giovannetti, et R. Barale. 1980. Mutagenicity of pesticides evaluated by means of gene-conversion in Saccharomyces cerevisiae and in Aspergillus nidulans. Environ. Mutagen., 2: 359-370.

Delistraty, D.A., et C. Hershner. 1984. Effects of the herbicide atrazine on adenine nucleotide levels in Zostera marina L. (eelgrass). Aquat. Bot. 18(4): 353-369.

deNoyelles, F., et W.D. Kettle. 1985. Experimental ponds for evaluating bioassay predictions. Dans Validation and Predicatability of Laboratory Methods for

Assessing the Fate and Effect of Contaminants in Aquatic Ecosystems, préparé par T.P. Boyle, American Society for Testing and Materials Spec. Tech. Publ. 865.

deNoyelles, F., W.D. Kettle, et D.E. Sinn. 1982. The responses of phytoplankton communities in experimental ponds to atrazine, the most heavily used pesticide in the United States. Ecology, 63(5): 1285-1293.

Dewey, S.L. 1986. Effects of the herbicide atrazine on aquatic insect community structure and emergence. Ecology 67(1): 148-162.

Donna, A., P.G. Betta, F. Gagliardi, G.F. Ghiazza, M. Gallareto, et V. Gabutto. 1981. Preliminary experimental contribution to the study of possible carcinogenic activity of two herbicides containing atrazine-simazine and trifuralin as active principles. Pathologica, 73: 707-721.

Dudley, D.R., et J.R. Karr. 1980. Pesticides and PCB residues in the Black Creek watershed, Allen County, Indiana--1977-78. Pestic. Monit. J., 13(4): 155-157.

Edwards, W.M. 1972. Agricultural chemical pollution as affected by reduced tillage systems. Dans Proceedings, No-Tillage Systems Symposium, Ohio State University, 21 févr. 1972, pp. 30-40.

Ehling, U.H. 1980. Chemically-induced mutations in mice. Dans Commission of the European Communities, Environment and Quality of Life, Second Environmental Research Program 1976-1980, pp. 234-339.

Ellgehausen, H., J.A. Guth, et H.O. Esser. 1980. Factors determining the bioaccumulation potential of pesticides in the individual compartments of aquatic food chains. Ecotoxicol. Environ. Saf., 4: 134-157.

Environnement Canada. 1986. Présence des herbicides dans le fleuve Saint-Laurent et ses tributaires. Direction générale des eaux intérieures, Programme de la qualité des eaux, région du Québec.

Environnement Canada et Agriculture Canada. 1987. Pesticide Registrant Survey. 1986. Préparé par la Direction des produits chimiques commerciaux, Environnement Canada. Rapport de janv. 1987.

Environnement Canada et Ministère de l'Environnement du Québec. 1984. Les pesticides en agriculture au Québec en 1982. Mai 1984, 134 p.

Erb, F., J. Dequidt, J. Pommery, Ph. Colein, et Ch. Gontier. 1980. Évolution de quelques herbicides chlorés et azotés dans une chaine trophodynamique en eau douce. Environ. Technol. Lett. 1: 58-63.

Esser, H.O., G. Dupuis, E. Ebert, G.J. Marco, et C. Vogel. 1975. S-triazines. Dans Herbicides: Chemistry, Degradation, and Mode of Action. 2e édition, Préparé par P.C. Kearney et D.D. Kaufman. New York: Marcel Dekker, Inc.

Exner, M.E., et R.F. Spalding. 1985. Ground-water contamination and well construction in southeast Nebraska. Ground water, 23(1): 26-34.

Forney, D.R., et D.E. Davis. 1981. Effects of low concentrations of herbicides on submerged aquatic plants. Weed Sci., 29: 677-685.

Foster, T.S., S.U. Khan, et M.H. Akhtar. 1979. Metabolism of atrazine by the soluble fraction (105 000 g) from chicken liver homogenates. J. Agric. Food Chem., 27(2): 300-302.

Foy, C.L. 1964. Volatility and tracer studies with alkylamino-s-triazines. Weeds, 12: 103-108.

Frank, R. 1981. Pesticides and PCB in the Grand and Saugeen river basins. J. Great Lakes Res., 8(4): 440-454.

Frank, R. et G.J. Sirons. 1979. Atrazine: Its use in corn production and its loss to stream waters in southern Ontario, 1975-1977. Sci. Total Environ., 12: 223-239.

Frank, R., G.J. Sirons, et B.D. Ripley. 1979. Herbicide contamination and decontamination of well waters in Ontario, Canada, 1969-1978. Pestic. Monit. J., 13(3): 120-127.

Frank, R., B.S. Clegg, B.D. Ripley, et H.E. Braun. 1987. Investigation of pesticide contaminations in rural wells, 1979-1984. Ontario, Canada. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 16: 9-22.

Frank, R., G.J. Sirons, R.L. Thomas, et K. McMillan. 1979. Triazine residues in suspended solids (1974-1976) and water (1977) from the mouths of Canadian streams flowing into the Great Lakes. J. Great Lakes Res. 5(2): 131-138.

Frank, R., H.E. Braun, M.V.H. Holdrinet, G.J. Sirons, et B.D. Ripley. 1982. Agriculture and water quality in the Canadian Great Lakes Basin: V. Pesticide use in 11 agricultural watersheds and presence in stream water, 1975-1977. J. Environ. Qual. 11(3): 497-505.

Frank, R, R.D. Ripley, H.E. Braun, B.S. Clegg, R. Johnson, et T.J. O'Neill. 1987. Survey of farm wells for pesticide residues, southern Ontario, Canada, 1981-1982, 1984. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 16: 1-8.

Frank R., H.E. Braun, G.J. Sirons, M.V.H. Holdrinet, B.D. Ripley, D. Onn, et R. Coote. 1978. Stream Flow Quality--Pesticides in Eleven Agricultural Watersheds in Southern Ontario, Canada, 1974-1977. International Reference Group on Great Lakes Pollution from Land Use Activities. Project 48--Stream flow Quality, Task Group C (Canadian Section), Activity 1.

Gardner, G. 1981. Azidoatrazine: Photoaffinity label for the site of triazine herbicide action in chloroplasts. Science, 211: 937-940.

Gaynor, J.D., et V.V. Volk. 1981. Runoff losses of atrazine and terbutryn from unlimed and limed soil. Environ. Sci. Technol., 15(4): 440-443.

Geigy Agriculture Chemicals. 1971a. AAtrex herbicide technical bulletin. CAC 700-564. Division of CIBA, Geigy Corp., Ardsley, New York.

Geigy Agriculture Chemicals. 1971b. AAtrex 80W herbicides sample label. GAC 130-070. Division of CIBA, Geigy Corp., Ardsley, New York.

Ghassemi, M., L. Fargo, P. Painter, P. Painter, S. Quinlivan, R. Scofield, et A. Takata. 1981. Environmental Fates and Impacts of Major Forest Use Pesticides. Redondo Beach, Californie: TRW.

Glenn, S., et J.S. Angle. 1987. Atrazine and simazine in runoff from conventional and no-till corn watersheds. Agric. Ecosys. Environ., 18: 273-280.

Gluth, G., et W. Hanke. 1985. A comparison of physiological changes in carp, Cyprinus carpio, induced by several pollutants at sublethal concentrations. 1. The dependency on exposure time. Ecotoxicol. Environ. Saf. 9: 179-188.

Gluth, G., D. Freitag, W. Hanke, et F. Korte. 1985. Accumulation of pollutants in fish. Comp. Biochem. Physiol., 81C(2): 273-277.

Goswami, K.P., et R.E. Green. 1971. Microbial degradation of the herbicide atrazine and its 2-hydroxy analog in submerged soils. Environ. Sci. Technol., 5(5): 426-429.

Gramlich, J.V., et R.E. Frans. 1964. Kinetics of Chlorella inhibition by herbicides. Weeds, 12: 184-189.

Grenier, G., et G. Beaumont. 1983. Effets physiologiques de l'atrazine à doses sublétales sur Lemna minor. VII. Incorporation d'acétate-1,2-(^{14}C) dans les groupes de lipides et leurs acides gras. Physiol. Plant., 57: 477-484.

Grenier, G., J.P. Marier, et G. Beaumont. 1979. Effets physiologiques de l'atrazine a doses sublétales sur Lemna minor L. IV. Influence sur la composition lipidique. Can. J. Bot., 57: 1015-1020.

Grutman, G., L. Schoofs, J-F. Lontie, et N. van Larebeke. 1984. The mutagenicity in procaryotes of herbicides. Residue Rev., 91: 1-45.

Gunkel, G. 1981. Bioaccumulation of a herbicide (atrazine, s-triazine) in the whitefish (Coregonous fera): Uptake and distribution of the residue in fish. Arch. Hydrobiol. Suppl., 59(2-3): 252-287.

Gunkel, G., et B. Streit. 1980. Mechanisms of bioaccumulation of a herbicide (atrazine, s-triazine) in a freshwater mollusc (Ancylus fluviatilis Mull.) and a fish (Coregonus fera Jurine). Water Res. 14(11): 1573-1584.

Haith, D.A. 1980. A mathematical model for estimating pesticide losses in runoff. J. Environ. Qual., 9(3): 428-433.

Haith, D.A. 1986. Simulated regional model for estimating pesticide losses in runoff. J. Environ. Qual., 15(1): 5-8.

Hall, J.K. 1974. Erosional losses of s-triazine herbicides. J. Environ. Qual., 3: 174-180.

Hall, J.K., N.L. Hartwig, et L.D. Hoffman. 1983. Application mode and alternative cropping effects on atrazine losses from a hillside. J. Environ. Qual. 12(3): 336-340.

Hall, J.K., M. Pawlus, et E.R. Higgins. 1972. Losses of atrazine in runoff water and soil sediment. J. Environ. Qual., 1(2): 172-176.

Hamala, J.A., et H.P. Kollig. 1985. The effects of atrazine on periphyton communities in controlled laboratory ecosystems. Chemosphere, 14(9): 1391-1408.

Hamilton, P.B., G.S. Jackson, N.K. Kaushik, et K.R. Solomon. 1987. The impact of atrazine on lake periphyton communities, including carbon uptake dynamics using track autoradiography. Environ. Pollut., 46: 83-103.

Hance, R.J., et G. Chesters. 1969. The fate of hydroxyatrazine in a soil and a lake sediment. Soil Biol. Biochem., 1: 309-315.

Harris, C.I., et G.F. Warren. 1964. Adsorption and desorption of herbicides by soil. Weeds, 12: 120.

Hartman, W.A., et D.B. Martin. 1985. Effects of four agricultural pesticides on Daphnia pulex, Lemna minor, and Potamogeton pectinatus. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 35: 646-651.

Herman, D., N.K. Kaushik, et K.R. Solomon. 1986. Impact of atrazine on periophyton in freshwater enclosures and some ecological consequences. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 43: 1917-1925.

Hershner, C., K. Ward, J. Illowsky, D. Delistraty, et J. Martorana. 1983. The effects of atrazine on Zostera marina in the Chesapeake Bay, Virginia. Final report, U.S. Environmental Protection Agency, Chesapeake Bay Program, Virginia Institute of Marine Science. (Cité dans Delistraty et Hershner, 1984).

Hoffman, D.J., et P.H. Albers. 1984. Evaluation of potential embryotoxicity and teratogenicity of 42 herbicides, insecticides and petroleum contaminants to mallard eggs. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 13: 15-27.

Hollister, T.A., et G.E. Walsh. 1973. Differential responses of marine phytoplankton to herbicides: Oxygen evolution. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 9(5): 291-295.

Huckins, J.N., J.D. Petty, et D.C. England. 1986. Distribution and impact of trifluralin, atrazine, and fonofos residues in microcosms simulating a northern prairie wetland. Chemosphere, 15(5): 563-588.

Innes, J.R.M., B.M. Ulland, M.G. Valerio, L. Petrucello, L. Fishbein, E.R. Hart, A.J. Pallotta, R.R. Bates, J.L. Falk, J.J. Gart, M. Klein, I. Mitchell, et J. Peters. 1969. Bioassay of pesticides and industrial chemicals for tumorigenicity in mice: A preliminary note. J. Nat. Cancer Inst., 42: 1101-1114.

Isensee, A.R. 1987. Persistence and movement of atrazine in a salt marsh sediment microecosystem. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 39: 516-523.

Johnson, B.T. 1986. Potential impact of selected agricultural chemical contaminants on a northern prairie wetland: A microcosm evaluation. Environ. Toxicol. Chem. 5: 473-485.

Jones, T.W., et P.S. Estes. 1984. Uptake and phytotoxicity of soil-sorbed atrazine for the submerged aquatic plant, Potamogeton perfoliatus L. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 13: 237-241.

Jones, T.W., et L. Winchell. 1984. Uptake and photosynthetic inhibition by atrazine and its degradation products on four species of submerged vascular plants. J. Environ. Qual., 13(2): 243-247.

Jones, T.W., W.M. Kemp, P.S. Estes, et J.C. Stevenson. 1986. Atrazine uptake, photosynthetic inhibition, and short-term recovery for the submersed vascular plant, Potamogeton perfoliatus L. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 15: 277-283.

Jones, T.W., W.M. Kemp, J.C. Stevenson, et J.C. Means. 1982. Degradation of atrazine in estuarine water/sediment systems and soils. J. Environ. Qual., 11(4): 632-638.

Jordan, L.S., J.D. Mann, et B.E. Day. 1965. Effects of ultraviolet light on herbicides. Weeds, 13(1): 43-46.

Jordan, L.S., W.J. Farmer, J.R. Goodin, et B.E. Day. 1970. Nonbiological detoxification of the s-triazine herbicides. Residue Rev., 32: 267-286.

Jowett, P.L., S.S. Nicholson, et G.A. Gamble. 1986. Tissue levels of atrazine in a case of bovine poisoning. Vet. Hum. Toxicol., 28(6): 539-541.

Junk, G.A., R.F. Spalding, et J.J. Richard. 1980. Areal, vertical, and temporal differences in ground water chemistry: II. Organic constituents. J. Environ. Qual., 9(3): 479-483.

Kadoum, A.M., et D.E. Mock. 1978. Herbicide and insecticide residues in tailwater pits: Water and pit bottom soil from irrigated corn and sorghum fields. J. Agric. Food Chem., 26(1): 45-50.

Kearney, P.C., J.J. Sheets, et J.W. Smith. 1964. Volatility of seven s-triazines. Weeds, 12: 83-87.

Kemp, W.M., W.R. Boynton, J.J. Cunningham, J.C. Stevenson, T.W. Jones, et J.C. Means. 1985.

Effects of atrazine and linuron on photosynthesis and growth of the macrophytes Potamogeton perfoliatus L. and Myriophyllum spicatum L. in an estuarine environment. Mar. Environ. Res., 16: 255-280.

Kenaga, E.F. 1979. Aquatic test organisms and methods useful for assessment of chronic toxicity of chemicals. Dans Analyzing the Hazard Evaluation Process, préparé par K.L. Dickson, A.W. Maki, et J. Cairns, Jr., pp. 101-111. American Fisheries Society, Washington, D.C.

Kettle, W.D., F. deNoyelles, Jr., B.D. Heacock, et A.M. Kadoum. 1987. Diet and reproductive success of bluegill recovered from experimental ponds treated with atrazine. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 38: 47-52.

Khan, S.U. 1978. Kinetics of hydrolysis of atrazine in aqueous fulvic acid solution. Pestic. Sci., 9: 39-43.

Khan, S.U., et T.S. Foster. 1976. Residues of atrazine (2-chloro-4-ethyl-amino-6-iso-propylamino-s-triazine) and its metabolites in chicken tissues. J. Agric. Food Chem., 24(4): 768-771.

Khan, S.U., T.S. Foster, et M.H. Akhtar. 1979. In vitro metabolism of a mixture of atrazine and simazine by the soluble fraction (105 000 g) from goose, pig and sheep liver-homogenates. Pestic. Sci., 10: 460-466.

Klaassen, H.E., et A.M. Kadoum. 1979. Distribution and retention of atrazine and carbofuran in farm pond ecosystems. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 8: 345-353.

Kobel, W., D.D. Sumner, J.B. Cambell, D.B. Hudson, et J.L. Johnson. 1985. Protective effect of activated charcoal in cattle poisoned with atrazine. Vet. Hum. Toxicol., 27(3): 185-188.

Kosinski, R.J. 1984. The effect of terrestrial herbicides on the community structure of stream periphyton. Environ. Pollut. Ser. A., 36: 165-189.

Kosinski, R.J., et M.G. Merkle. 1984. The effect of four terrestrial herbicides on the productivity of artificial stream algal communities. J. Environ. Qual., 13(1): 75-82.

Kratky, B.A., et G.F. Warren. 1971. The use of three simple, rapid bioassays on forty-two herbicides. Weed Res., 11: 257-262.

Larsen, D.P., F. deNoyelles, Jr., F. Stay, et T. Shiroyama. 1986. Comparisons of single-species, microcosm and experimental pond responses to atrazine exposure. Environ. Toxicol. Chem., 5: 179-190.

Lay, J.P., A. Muller, L. Peichl, W. Klein, et F. Korte. 1984. Long-term effects of the herbicides atrazine and dichlobenil upon the phytoplankton density and physico-chemical conditions in compartments of a freshwater pond. Chemosphere, 13(7): 821-832.

Loprieno, N., et I.D. Alder. 1980. Cooperative programme of the European Economic Community on short-term assays for mutagenicity. Dans Molecular and Cellular Aspects of Carcinogen Screening Tests, préparé par R. Montesano, J. Bartsch, et L. Tomatis. International Association for Research in Cancer, Sci. Publ. No. 27., pp. 331-341.

Loprieno, N., R. Barale, S. Presciuttini, A.M. Rossi, I. Sbrana, G. Stretti, L. Zaccaro, A. Abbondandolo, S. Bonatti, et R. Fiorio. 1979. Comparative data with different test systems using microorganisms and mammalian cells on references and environmental mutagens. Mutat. Res., 64: 119 (abstract).

Lynch, T.R., H.E. Johnson, et W.J. Adams. 1982. The fate of atrazine and a hexachlorobiphenyl isomer in naturally derived model stream ecosystems. Environ. Toxicol. Chem. 1: 179-192.

Lynch, T.R., H.E. Johnson, et W.J. Adams. 1985. Impact of atrazine and hexachlorobiphenyl on the structure and function of model stream ecosystems. Environ. Toxicol. Chem., 4: 399-413.

Macek, K.J., K.S. Buxton, S. Sauter, S. Gnilka, et J.W. Dean. 1976. Chronic toxicity of atrazine to selected aquatic invertebrates and fishes. EPA-600/3-76-047. U.S. Environmental Protection Agency, Duluth, Minnesota.

Malanchuk, J.L., et H.P. Kollig. 1985. Effects of atrazine on aquatic ecosystems: A physical and mathematical modeling assessment. Dans Validation and Predictability of Laboratory Methods for Assessing the Fate and Effects of Contaminants in Aquatic Ecosystems, préparé par T.P. Boyle, American Society for Testing and Materials Spec. Tech. Publ. 865, 212-224.

Marquardt, H. 1980. Further improvement of a genetic prescreening test pattern for carcinogenic effects of environmental chemicals. Environ. Res. Prog., 248-252. (Cité dans U.S. Department of Agriculture, 1984).

Maule, A., et S.J.L. Wright. 1984. Herbicide effects on the population growth of some green algae and cyanobacteria. J. Applied Bacteriol 57: 369-379.

Mayasich, J.M., E.P. Karlander, et D.E. Terlizzi, Jr. 1986. Growth responses of Nannochloris oculata Droop and Phaeodactylum tricornutum Bohlin to the herbicide atrazine as influenced by light intensity and temperature. Aquat. Toxicol., 8: 175-184.

Mayasich, J.M., E.P. Karlander, et D.E. Terlizzi, Jr. 1987. Growth responses of Nannochloris oculata Droop and Phaeodactylum tricornutum Bohlin to the herbicide atrazine as influenced by light intensity and temperature in unialgal and bialgal assemblage. Aquat. Toxicol., 10: 187-197.

McEnerney, J.T., et D.E. Davis. 1979. Metabolic fate of atrazine in the Spartina alterniflora-detritus-Uca pugnax food chain. J. Environ. Qual., 8(3): 335-338.

McGee, B. 1984. Survey of pesticide use in Ontario, 1983. Economics Information Report No. 84-05. Economics and Policy Coordination Branch, Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation de l'Ontario, Toronto.

Means, J.C., et R. Wijayaratne. 1982. Role of natural colloids in the transport of hydrophilic pollutants. Science, 215: 968-970.

Means, J.C., R.D. Wijayaratne, et W.R. Boynton. 1983. Fate and transport of selected herbicides in an estuarine environment. Can. J. Fish. Aquat. Sci., 40 (Suppl. 2): 337-345.

Metcalfe, R.L., et D. Lu. 1977. Partition coefficient and environmental fate of xenobiotic compounds. Dans Terrestria Microcosms and Environmental Chemistry, préparé par J. Witt et J. Gillette. National Science Foundation, Washington, D.C.

Metcalfe, R.L., et J.R. Sanborn. 1975. Pesticides and environmental quality in Illinois. Ill. Nat. Hist. Surv. Bull., 31: 377-436.

Millard, E.S., G.A. Brunison, C.C. Charlton, M.G. Johnson, R. Frank, et G.J. Sirons. 1979. Biomagnification of atrazine in lake column simulators. International Reference Group on Great Lakes Pollution from Land Use Activities, Task Group D (Canadian Section).

Millie, D.F., et C.M. Hersh. 1987. Statistical characterizations of the atrazine induced photosynthetic inhibition of Cyclotella meneghiniana (Bacillariophyta). Aquat. Toxicol., 10: 239-249.

Moorhead, D.L., et R.J. Kosinski. 1986. Effect of atrazine on the productivity of artificial stream algal communities. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 37: 330-336.

Moreland, D.E. 1980. Mechanisms of actions of herbicides. Annu. Rev. Plant Physiol. 31: 597-638.

Moxley, J. 1989. Survey of pesticide use in Ontario, 1988. Economics Information Report No. 89-08. Economics and Policy Coordination Branch, Ministère de l'Agriculture et du l'Alimentation de l'Ontario, Toronto.

Mrak, E.M. 1969. Report on the Secretary's Commission on Pesticides and their Relationship to Environmental Health. U.S. Department of Health, Education and Welfare. Government Printing Office, Washington, D.C.

Muir, D.C., et B.E. Baker. 1976. Detection of triazine herbicides and their degradation products in tile-drain water from fields under intensive corn (maize) production. J. Agric. Food Chem., 24(1): 122-125.

Muir, D.C.G., J.Y. Yoo, et B.E. Baker. 1978. Residues of atrazine and N de-ethylated atrazine in water from five agricultural watersheds in Quebec. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 7: 221-235.

Murnik, M.R., et C.L. Nash. 1977. Mutagenicity of the triazine herbicides atrazine, cyanazine, and simazine in Drosophila melanogaster. J. Toxicol. Environ. Health, 3: 691-697.

Newby, L., et B.G. Tweedy. 1976. Atrazine residues in major rivers and tributaries (abstract). Dans 172nd American Chemical Society National Meeting, San Francisco, Californie.

Njagi, G.D.E., et H.N.B. Gopalan. 1980. Mutagenicity testing of some selected food preservatives, herbicides and insecticides: II Ames test. Bangladesh J. Bot., 9: 141-146.

Obien, S.R., et R.E. Green. 1969. Degradation of atrazine in four Hawaiian soils. Weed Sci., 17: 509-514.

Ontario, Ministère de l'Environnement. 1986. Drinking Water Survey St. Clair-Detroit River Area. Water Resources Branch.

Ontario, Ministère de l'Environnement. 1987a. Pesticides in Ontario drinking water-1985. Water Resources Branch, Drinking Water Section.

Ontario, Ministère de l'Environnement. 1987b. Pesticides in Ontario drinking water-1986. Water Resources Branch.

Palmer, J.S., et R.D. Radeleff. 1964. The toxicological effects of certain fungicides and herbicides on sheep and cattle. Ann. N.Y. Acad. Sci., 111(2): 729-736.

Palmer, J.S., et R.D. Radeleff. 1969. The toxicity of some organic herbicides to cattle, sheep, and chickens. Production Research Report No. 106. Agricultural Research Service, U.S. Department of Agriculture, Washington, D.C.

P.E.I. Department of Community and Cultural Affairs. 1985. Pesticides sampled in water on P.E.I. Water Resources Section.

Peichl, L., J.P. Lay, et F. Korte. 1984. Wirkung von dichlobenil und atrazine auf die populationsdichte von zooplanktern in einem aquatischen freilandsystem. Z. Wasser Abwasser Forsch., 17: 134-145.

Peichl, L., J.P. Lay, et F. Korte. 1985. Wirkung von atrazine und 2,4-dichlorphenoxy-essign saure auf die populationsdicthe von phyto-und zooplankton in einem aquatischen freilandsystem. Z. Wasser Abwasser Forsch., 18: 217-222.

Peters, J.W., et R.M. Cook. 1973. Effects of atrazine on reproduction in rats. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 9: 301-304.

Pierce, P.C., J.E. Frey, et H.M. Yawn. 1965. Field evaluations of newer aquatic herbicides. Dans Proceedings, 18th Annual Meeting of the Southern Weed Conference, 19 au 21 janv. 1965, Dallas, Texas, p. 497-506.

Pillai, C.G.P., J.D. Weete, et D.E. Davis. 1977. Metabolism of atrazine by Spartina alterniflora. 1. Chloroform-soluble metabolites. J. Agric. Food Chem., 25(4): 852-855.

Pillai, C.G.P., J.D. Weete., A.M. Diner, et D.E. Davis. 1979. Atrazine metabolism in box crabs. J. Environ. Qual., 8(3): 277-280.

Pionke, H.B., D.E. Glotfelty, A.D. Lucas, et J.B. Urban. 1988. Pesticide contamination of groundwaters in the Mahantango Creek watershed. J. Environ. Qual., 17(1): 76-84.

Plewa, M.J., et J.M. Gentile. 1976. Mutagenicity of atrazine: A maize-microbe bioassay. Mutat. Res., 38: 287-292.

Plumley, F.G., et D.E. Davis. 1980. The effects of a photosynthetic inhibitor, atrazine, on salt marsh adaphic algae in culture, microcosms, and in the field. Estuaries, 3(4): 217-223.

Pratt, J.R., N.J. Bowers, B.R. Niederlehner, et J. Cairns, Jr. 1988. Effects of atrazine on freshwater microbial communities. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 17: 449-457.

Richard, J.J., G.A. Junk, M.J. Avery, N.L. Nehring, J.S. Fritz, et H.J. Svec. 1975. Residues in water: Analysis of various Iowa waters for selected pesticides; atrazine, DDE, and dieldrin 1974. Pestic. Monit. J., 9: 117-123.

Richards, R.P., J.W. Kramer, D.B. Baker, et K.A. Krieger. 1987. Pesticides in rainwater in the northeastern United States. Nature, 327: 129-131.

Ripley, B.D., B.S. Clegg, et R. Frank. 1986. Survey of triazine and chloro-acetamide herbicides in well water in Ontario, Canada, 1985 (abstract). Dans The Sixth International Congress of Pesticide Chemistry, 10 au 15 août 1986, Ottawa, Canada.

Ritter, W.F., H.P. Johnson, W.G. Lovely, et M. Molnau. 1974. Atrazine, propachlor, and diazinon residues on small agricultural watersheds; runoff losses, persistence, and movement. Environ. Sci. Technol., 8(1): 38-42.

Roberts, G.C., G.J. Sirons, R. Frank, et H.E. Collins. 1979. Triazine residues in a watershed in southwestern Ontario (1973-1975). J. Great Lakes Res., 5(3): 246-255.

Rocchio, P.M., et J.L. Malanchuk. 1986. The effects of atrazine on dissolved oxygen and nitrate concentrations in aquatic systems. Environ. Sci. Technol., 12: 597-601.

Roeth, F.W., T.L. Lavy, et D.C. Burnside. 1969. Atrazine degradation in two soil profiles. Weed Sci., 17: 202-205.

Rohde, W.A., L.E. Asmussen, E.W. Hauser, M.L. Hester, et H.D. Allison. 1981. Atrazine persistence in soil and transport in surface and subsurface runoff from plots in the coastal plain of the southern United States. Agro-Ecosystems, 7: 225-238.

Russell, J.D., M. Cruz, et J.L. White. 1968. Mode of chemical degradation of s-triazines by montmorillonite. Science, 160: 1340-1342.

Santé et Bien-être social Canada. 1987. Recommandations sur la qualité de l'eau potable au Canada 1987. Préparé par le Sous-comité fédéral-provincial sur la qualité de l'eau potable, du comité consultatif fédéral-provincial sur l'hygiène de l'environnement et du milieu de travail.

Schepers, J.S., E.J. Vavricka, D.R. Andersen, H.D. Wittmuss, et G.E. Schuman. 1980. Agriculture runoff during a drought period. J. Water Pollut. Control Fed., 52(4): 711-719.

Schober, U., et W. Lampert. 1976. Effects of sublethal concentrations of a herbicide on Daphnia. Naturwissens-Chaften, 63(5): 241-242.

Schober, U., et W. Lampert. 1977. Effects of sublethal concentrations of the herbicide atrazine on growth and reproduction of Daphnia polux. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 17(3): 269-277.

Seiler, J.P. 1973. A survey of the mutagenicity of various pesticides. Experentia, 29: 622-623.

Simmon, V.F., K. Kauhanen, et R.G. Tardiff. 1977. Mutagenic activity of chemicals identified in drinking water. Dans Progress in Genetic Toxicology, préparé par D. Scott, B.A. Bridges, et F.H. Sobels, pp. 249-258. Amsterdam: Elsevier/North Holland Biomedical Press.

Skipper, H.D., C.N. Gilmour, et W.R. Furtick. 1967. Microbial versus chemical degradation of atrazine in soils. Soil Sci. Soc. Am. Proc., 31: 653-656.

Skipper, H.D., V.V. Volk, M.M. Mortland, et K.V. Raman. 1978. Hydrolysis of atrazine on soil colloids. Weed Sci., 26(1): 46-51.

Smith, A.E., R. Grover, G.S. Emmond, et H.C. Korven. 1975. Persistence and movement of atrazine, bromacil, Monuron and Simazine in intermittently-filled irrigation ditches. Can. J. Plant Sci., 55: 809-816.

Smith, C.N., R.A. Leonard, G.W. Langdale, et G.W. Bailey. 1978. Transport of agricultural chemicals from small upland piedmont watersheds. U.S. Environmental Protection Agency. Environmental Protection Technology Series unpublished draft.

Sobels, F.H., A.D. Tates, et A.T. Natarajan. 1980. Studies on the Induction of Chromosome Aberrations in Mammalian Germ Cells and Somatic Cells by Chemical Mutagens. Commission of European Community Report 6388, Environmental Research Program, pp. 306-310. (Cité dans U.S. Department of Agriculture, 1984).

Solt, A.K., et S. Neale. 1980. Induction of bacterial mutations by mutagenic metabolites produced in intact mice. Mutat. Res., 74(3): 214.

Statistique Canada. 1986. Importations: Marchandise par pays: N.C.C.T. Détail (1983-1984 et 1984-1985).

Stay, F.S., D.P. Larsen, A.Katko, et C.M. Rohm. 1985. Effects of atrazine on community level responses in Taub microcosms. Dans Validation and Predictability of Laboratory Methods for Assessing the Fate and Effects of Contaminants in Aquatic Ecosystems, préparé par T.P. Boyle. American Society for Testing and Materials Spec. Tech. Publ. 865, pp. 75-90.

Stratton, G.W. 1984. Effects, of the herbicide atrazine and its degradation products, alone and in combination, on phototrophic microorganisms. Arch. Environ. Contam. Toxicol., 13: 35-42.

Streit, B. 1979. Uptake, accumulation, and release of organic particides by benthic invertebrates. 3. Distribution of ^{14}C-atrazine and ^{14}C-lindane in an experimental 3-step food chain microcosm. Arch. Hydrobiol. suppl., 55(3-4): 373-400.

Suschetet, M., J. Leclerc, M. Lhuissier, et W. Loisel. 1974. Toxicité et effets nutritionnels chez le rat, de deux herbicides: Le piclorame (acide amino-4-trichloro-3,5,6-picolinoque) et l'atrazine (chloro-2-éthylamino-4-iso-propylamino-6-s-triazine). Ann. Nutr. Aliment, 28: 29-47.

Talbert, R.E., et O.H. Fletchall. 1965. The adsorption of some s-triazines in soils. Weeds 13(1): 46-51.

Thomas, V.M., Jr., L.J. Buckley, J.D. Sullivan, Jr., et M. Ikawa. 1973. Effect of herbicides on the growth of Chlorella and Bacillus using the paper disc method. Weed Sci., 21(5): 449-451.

Thomson, W.T. 1979. Agricultural Chemicals. Book II. Herbicides 1979-1980 revision. Fresno, Californie. Thomson Publications.

Torres, A.M.R., et L.M. O'Flaherty. 1976. Influence of pesticides on Chlorella,

Chlorococcum, Stigeoclonium (Chlorophyceae), Tribonema, Vaucheria (Xanthophyceae) and Oscillatoria (Cyanophyceae). Phycologia, 15(1): 25-36.

Triplett, G.B., Jr., B.J. Conner, et W.M. Edwards. 1978a. Herbicide runoff from conventional and no-tillage cornfields. Ohio Rep., 63(5): 70-73.

Triplett, G.B., Jr., B.J. Conner, et W.M. Edwards. 1978b. Transport of atrazine and simazine in runoff from conventional and no-tillage corn. J. Environ. Qual., 7(1): 77-84.

Turbak, S.C., S.B. Olson, et G.A. McFeters. 1986. Comparison of algal assay systems for detecting waterborne herbicides and metals. Water Res., 20(1): 91-96.

U.S. Department of Agriculture. 1984. Herbicide background statement: Atrazine. Dans Pesticide Background Statements. Vol. 1. Herbicides, Agriculture Handbook No. 633, pp. At-1 à At-99.

U.S. Environmental Protection Agency. 1977. Silviculture and chemicals and protection of water quality. EPA 910/9-77-036. U.S. Environmental Protection Agency, Region X, Seattle, Washington.

Véber, K., J. Zahradnik, I. Breyl, et F. Krédl. 1981. Toxic effect and accumulation of atrazine in algae. Bull. Environ. Contam. Toxicol., 27: 872-876.

Veith, G.D., D.L. DeFoe, et B.V. Bergstedt. 1979. Measuring and estimating the bioconcentration factor of chemicals in fish. J. Fish. Res. Board Can., 36: 1040-1048.

Verschueren, K. 1983. Handbook of Environmental Data on Organic Chemicals. 2e édition. Toronto: Van Nostrand Reinhold Co.

Wall, G.J., L.P. Wilding, et N.E. Smeck. 1978. Physical, chemical and mineralogical properties of fluvial unconsolidated bottom sediments in northwest Ohio. J. Environ. Qual., 7(6): 319-325.

Ward, G.S., et L. Ballantine. 1985. Acute and chronic toxicity of atrazine to estuarine fauna. Estuarines, 8(1): 22-27.

Wauchope, R.D. 1978. The pesticide content of surface water draining from agriculture fields-A review. J. Environ. Qual., 7(4): 459-472.

Wauchope, R.D., et R.S. Myers. 1985. Adsorption-desorption kinetics of atrazine and linuron in freshwater-sediment aqueous slurries. J. Environ. Qual., 14(1): 132-136.

Weed Science Society of America. 1983. Herbicide Handbook. 5e édition. Champaign, Illinois: Weed Science Society of America.

Wehtje, G., J.R.C. Leavitt, R.F. Spalding, L.N. Mielke, et J.S. Schepers. 1981. Atrazine contamination of groundwater in the Platte Valley of Nebraska from non-point sources. Sci. Total Environ., 21: 47-51.

Wehtje, G.R., R.F. Spalding, O.C. Burnside, S.R. Lowry, et J.R.C. Leavitt. 1983. Biological significance and fate of atrazine under aquifer conditions. Weed Sci., 31: 610-618.

White, A.W., A.D. Barnett, B.G. Wright, et J.H. Holladay. 1967. Atrazine losses from fallow land caused by runoff and erosion. Environ. Sci. Technol., 1: 740-744.

Windholtz, M., S. Budavari, R.F. Blumetti, et E.S. Otterbein (éd.). 1983. The Merck Index. An Encyclopedia of Chemicals, Drugs, and Biologicals. 10e éd. Rahway, New Jersey: Merck and Co., Inc.

Worthing, C.R., et S.B. Walker. 1983. The Pesticide Manual. A World Compendium. 7e éd. British Crop Protection Council, Croydon, U.K.

Wu, T.L. 1981. Atrazine residues in estuarine water and the aerial deposition of atrazine into the Rhode River, Maryland. Water Air Soil Pollut., 15: 173-184.

Wu, T.L., D.L. Correll, et H.E.H. Remenapp. 1983. Herbicide runoff from experimental watersheds. J. Environ. Qual., 12(3): 330-336.

Wuu, K.D., et W.F. Grant. 1966a. Radiometric effects induced by pesticides. Can. J. Genet. Cytol. 8:358.

Wuu, K.D., et W.F. Grant. 1966b. Morphological and somatic chromosomal aberrations induced by pesticides in barley (Hordium vulgare). Can. J. Genet. Cytol., 8: 481-501.

Wuu, K.D., et W.F. Grant. 1967. Chromosomal aberrations induced by perticides in meiotic cells of barley. Cytologia, 32: 31-41.

Annexe A

Sommaire des résidus d'atrazine dans les eaux de surface et les eaux souterraines

Tableau A-1. Résidus de l'atrazine trouvés dans l'eau de surface et dans l'eau souterraine - Résumé

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
<u>Études canadiennes</u> Quatre champs de maïs dans le sud du Québec drainés par des tuyaux; superficie de 1.75 ha; Atrex 90 W pulvérisé à 2.8 $kg \cdot ha^{-1}$ les 6/6/73 et 12/6/74; échantillonnage du 26/5/73 au 22/12/74.	Eau dans tuyau	23/23	Atrazine : 0.06 à 10.82 $\mu g \cdot L^{-1}$ Atrazine déséthylée : 0.36 à 7.71 $\mu g \cdot L^{-1}$ Atrazine déisopropylée : 0.01 à 0.78 $\mu g \cdot L^{-1}$	Muir et Baker, 1976
Onze bassins hydrologiques du sud de l'Ontario, entre 162 et 6671 km^2, échantillonnage entre avril 1974 et mai 1977; sédiments du lit de cours d'eau prélevés entre mai 1976 et avril 1977.	Eau de surface	1073/1338	Moy. d'atrazine et(ou) de déséthylatrazine : 1.4 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.04 à 32.8 $\mu g \cdot L^{-1}$	Frank et coll., 1978; Frank et Sirons, 1979
	Sédiments et cours d'eau	4/22	7.6-15.8 $ng \cdot g^{-1}$ atrazine (avril 1977) 8.2 ng/g déséthylatrazine (avril 1977) 7.0-20.0 $ng \cdot g^{-1}$ atrazine (octobre 1976)	
Cinq rivières dans des régions agricoles du sud du Québec (bassin de la rivière Yamaska); échantillonnage aux embouchures entre avril et décembre 1974 et 1975.	Eau de surface	Inconnu/30	Plage : 0.01 à 26.9 $\mu g \cdot L^{-1}$ (atrazine) Plage : 0.01 à 1.34 $\mu g \cdot L^{-1}$ (déséthylatrazine)	Muir et coll., 1978
Drainage d'Hillman Creek dans le sud de l'Ontario (4500 ha); échantillonnage entre mai 1973 et février 1975.	Eau de surface	320/360 (atrazine) 121/235 (déséthyl-atrazine)	Moy. mensuelle : < 0.02 à 5.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moy. mensuelle : > 0.02 à 0.3 $\mu g \cdot L^{-1}$	Roberts et coll., 1979

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Vingt-deux grands et 28 petits tributaires du Saint-Laurent au Québec et 24 stations dans le Saint-Laurent.	Eau de surface	Non indiqué	<u>Grands tributaires</u> Atrazine moy. : 0.42 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. : 11.1 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection : 95 % Atrazine déséthylée moy. : 0.11 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. : 2.00 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection : 75 % Atrazine déisopropylée Moy. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$ Max. : 0.52 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection : 52 % <u>Petits tributaires</u> Atrazine moy. : 0.35 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. : 13.33 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection : 90 % Atrazine déséthylée : Moy. : 0.08 $\mu g \cdot L^{-1}$ Max. : 4.48 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection : 76 % Atrazine déisopropylée Moy. : sous le seuil de détection Max. : 1.63 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection : 48 %	Environment Canada, 1986

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
			<u>Fleuve St-Laurent</u> Atrazine moy. : 0.04 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. : 0.32 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection de 91 % Atrazine déséthylée moy. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. : 0.13 $\mu g \cdot L^{-1}$ Fréquence de détection de 64 % Atrazine déisopropylée moy. : sous le seuil de détection max. : 0.08 $\mu g \cdot L^{-1}$ 8 % de la fréquence de détection	
Quatre-vingt-douze cours d'eau se déversant dans les Grands Lacs par l'Ontario; échantillons prélevés aux embouchures en juillet 1977.	Eau de surface	71/92 (atrazine) 48/92 (déséthyl-atrazine)	Atrazine moy. : 1.6 $\mu g \cdot L^{-1}$ Déséthylatrazine moy. : 0.3 $\mu g \cdot L^{-1}$	Frank, Sirons et coll., 1979
	Matières en suspension	0/45 (atrazine et déséthyl-atrazine)	Limite de détection : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Bassins des rivières Saugeen et Grand, sud de l'Ontario, échantillonnage entre mai 1975 et avril 1977.	Eau de surface	15/24 (Grand) 15/24 (Saugeen)	Atrazine et déséthylatrazine Plage : <0.1 à 2.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Grand) Plage : <0.1 à 1.5 $\mu g \cdot L^{-1}$ (Saugeen)	Frank, 1981
	Matières en suspension	0/22	Non détectées à 0.05 $\mu g/g$	
	Sédiments dans lit de rivière	0/8	Non détectés à 0.05 $\mu g \cdot g^{-1}$	
Onze bassins hydrologiques du sud de l'Ontario dans secteur agricole de 162 à 6671 km^2; échantillonnage entre mai 1975 et avril 1977.	Eau de surface	Non indiqué/949; atrazine dans 80.4 % des échantillons en 1975–1976; présente dans 80.0 % des échantillons en 1976–1977.	1975-1976 : moy. globale = 1.1 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. = 31.7 $\mu g \cdot L^{-1}$ 1976-1977 : moy. globale = 1.6 $\mu g \cdot L^{-1}$ max. = 32.8 $\mu g \cdot L^{-1}$	Frank et coll., 1982
Eau de puits du sud de l'Ontario échantillonnée entre 1969 et 1978.	Eau souterraine	50/393	Plage : 0.1 à >10 000 $\mu g \cdot L^{-1}$	Frank, Sirons, et Ripley, 1979
Eau de puits du sud de l'Ontario échantillonnée en 1985	Eau souterraine	87/1843	7 puits contenaient de l'atrazine à plus de 46 $\mu g \cdot L^{-1}$ (recommandation provisoire pour la conc. acceptable max.)	Ripley et coll., 1986

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Aquaducs du sud de l'Ontario où de l'eau potable traitée et non traitée a été échantillonnée en 1985 : 9 stations pour l'eau non traitée, 8 pour l'eau traitée. En outre, 351 puits ont été échantillonnés.	Eau brute	47/120	Conc. max. 6.4 $\mu g \cdot L^{-1}$ (sous forme d'atrazine et de déséthylatrazine)	Ontario, Ministère de l'Environnement 1987a
	Eau traitée	26/111	Conc. max. 4.3 $\mu g \cdot L^{-1}$ (atrazine et déséthylatrazine)	
	Eau souterraine	169/1881	6 puits avec >46 $\mu g \cdot L^{-1}$; 146 puits avec <9.2 $\mu g \cdot L^{-1}$; 17 puits avec >9.2, <46 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Quarante-deux puits de particuliers et municipaux échantillonnés pour l'atrazine en 1986; 25 aqueducs alimentés avec de l'eau de surface échantillonnés pour l'atrazine dans l'eau potable traitée et non traitée.	Eau souterraine	31/42	Plage atrazine : 0.14 à 4.2 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage déséthylatrazine : 0.11 à 7.6 $\mu g \cdot L^{-1}$	Ontario, Ministère de l'Environnement 1987b
	Eau non traitée	263/422	Plage atrazine : 0.05 à 29.4 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	114/150	Plage atrazine : 0.05 à 37 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Quatre-vingt-onze puits sur des fermes au sol minéral dans le sud-ouest de l'Ontario; échantillons prélevés en 1984.	Eau souterraine	11/91	Plage : 0.1 à 74 $\mu g \cdot L^{-1}$	Frank, Clegg, et coll., 1987

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
<u>Études américaines</u>				
Petits bassins hydrologiques en région agricole, ouest de l'Iowa, de 0.53 à 1.5 ha. Atrazine appliquée en poudre mouillée par pulvérisation à 2.24 $kg \cdot ha^{-1}$ en 1967 et 1968. En 1969 et 1970, atrazine appliquée à raison de 3.36 $kg \cdot ha^{-1}$. Comparaison du ruissellement entre bassins à lignes hypsométriques et à crêtes; pentes de 10 à 15 %.	Eau de ruissellement des champs traités	Non indiqué	4.91 à 1.1 $mg \cdot L^{-1}$ dans l'eau 7.35 à 1.77 $mg \cdot kg^{-1}$ dans sédiments	Ritter et coll., 1974
Parcelles de 20 m^2 dans l'état de la Georgie, labourées et hersées une semaine avant l'application d'atrazine en poudre mouillée 80 % à 3.36 $kg \cdot ha^{-1}$. Pulvérisation par le dessus simulait une intensité de précipitation de 6.4 $cm \cdot h^{-1}$ pendant 1 h.	Eau de ruissellement des parcelles traitées	Non indiqué	Pour l'atrazine appliquée 1 h avant la pluie : 7.94 $mg \cdot L^{-1}$ pour 1.3 cm de pluie 2.54 $mg \cdot L^{-1}$ pour 3.2 cm de pluie 1.39 $mg \cdot L^{-1}$ pour 6.4 cm de pluie Pour l'atrazine appliquée 96 h avant la pluie : 3.66 $mg \cdot L^{-1}$ pour 1.3 cm de pluie 1.13 $mg \cdot L^{-1}$ pour 3.2 cm de pluie 0.62 $mg \cdot L^{-1}$ pour 6.4 cm de pluie	White et coll., 1967

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Quatorze parcelles de 40 m^2 en Pennsylvanie avec pente de 14 % semées en maïs. Atrazine appliquée en poudre mouillée 80 % à 7 taux (9, 0.6, 1.1, 2.2, 4.5, 6.7 et 9.0 kg ma·ha^{-1}. Applications à une date seulement. Eau de ruissellement recueillie de mai à novembre 1967 et de mai à octobre 1968.	Eau de ruiss. et mat. en suspension des parcelles traitées.	Non indiqué	Échantillons de la fraction de tête prélevés 23 jours après application variaient entre 0.3 mg·L^{-1} (0.6 kg·ha^{-1}) et 4.68 mg·L^{-1} (9.0 kg·ha^{-1}) dans l'eau. Atrazine dans matière en suspension, les mêmes échantillons variaient entre 0.33 et 6.23 mg·kg^{-1} (0.6 à 9.0 kg·ha^{-1}) Conc. moy. dans l'eau et mat. dans susp. en 1968 : 0.6 kg·ha^{-1} = 0 mg·L^{-1} et <0.01 mg·kg^{-1} 1.1 kg·ha^{-1} = <0.01 mg·L^{-1} et 0.10 mg·kg^{-1} 2.2 kg·ha^{-1} = 0.01 mg·L^{-1} et 0.12 mg·kg^{-1} 4.5 kg·ha^{-1} = 0.01 mg·L^{-1} et 0.15 mg·kg^{-1} 6.7 kg·ha^{-1} = 0.02 mg·L^{-1} et 0.37 mg·kg^{-1} 9.0 kg·ha^{-1} = 0.02 mg·L^{-1} et 0.41 mg·kg^{-1}	Hall et coll., 1972
Fosses de récupération d'eau d'irrigation de champs de maïs au Kansas. Échantillonnage en 1973 avant le premier ruissellement de la saison de croissance, immédiatement après le premier ruissellement, au milieu de la saison, à la fin de l'été et à l'automne. En 1974, chaque fosse a été échantillonnée en mai, juin, juillet, août et novembre sans tenir compte du ruissellement. Taux d'application non indiqué.	Eau de fosses	98/109 (1973)	Moy. = 13.9 µg·L^{-1} Max. = 250 µg·L^{-1}	Kadoum et Mock, 1978
	Sol des fosses	81/96 (1973)	Moy. = 42.9 µg·kg^{-1} Max. = 369 µg·kg^{-1}	
	Eau de fosses	14/219 (1974)	Moy. = 56.2 µg·L^{-1} Max. = 1074.1 µg·L^{-1}	
	Sol des fosses	109/129 (1974)	Moy. = 90.8 µg·kg^{-1} Max. = 1068.3 µg·kg^{-1}	

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Fosses réceptrices d'eau d'irrigation de champs de sorgho au Kansas en 1973. Échantillonnage en 1973 comme ci-dessus.	Eau de fosses	22/46	Moy. = 20.4 $\mu g \cdot L^{-1}$ Max. = 128 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Sol des fosses	13/40	Moy. = 47.1 $\mu g \cdot kg^{-1}$ Max. = 132.5 $\mu g \cdot kg^{-1}$	Kadoum et Mock, 1978
Bassins hydrologiques expérimentaux de 0.4 à 3.5 ha de l'est de l'Ohio. Atrazine épandue à des taux 1.12 à 3.92 $kg \cdot ha^{-1}$. Premières eaux de ruissellement prélevées. Aucune tentative de déterminer la concentration d'atrazine dans les matières en suspension d'eau de ruissellement. Étude pour comparer l'atrazine dans l'eau de ruissellement provenant de champs de maïs du type classique (C) et sans labourage (SL). Limite de détection d'atrazine de 10 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Eau de ruissellement	Non indiqué	(SL) 3.36 $kg \cdot ha^{-1}$, 51 jours après l'application, pas d'atrazine détectable (C) 2.24 $kg \cdot ha^{-1}$, 2 jours après l'application, 0.10 $mg \cdot L^{-1}$ d'atrazine (SL) 1.68 $kg \cdot ha^{-1}$, 4 jours après l'application, 0.34 $mg \cdot L^{-1}$ (SL) 1.12 $kg \cdot ha^{-1}$, 10 jours après l'application, 0.2 $mg \cdot L^{-1}$ (C) 3.92 $kg \cdot ha^{-1}$, 1 jour après l'application, 0.48 $mg \cdot L^{-1}$ (SL) 1.68 $kg \cdot ha^{-1}$, 87 jours après l'application, pas d'atrazine détectable (C) 1.12 $kg \cdot ha^{-1}$, 20 jours après l'application, 0.13 $mg \cdot L^{-1}$ (SL) 1.12 $kg \cdot ha^{-1}$, 37 jours après l'application, pas d'atrazine détectable (SL) 2.24 $kg \cdot ha^{-1}$, 37 jours après l'application, 0.11 $mg \cdot L^{-1}$ (SL) 1.79 $kg \cdot ha^{-1}$, 31 jours après l'application, 0.14 $mg \cdot L^{-1}$	Triplett et coll., 1978a, 1978b

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Bassin de 2025 ha au Nébraska, atrazine appliquée sur des champs de maïs et de sorgho en mai et début juin; atrazine dans l'eau provenant d'applications précédentes, pas de concentration conservée d'une année à l'autre. Étude faite en conditions de sécheresse. Taux d'application non indiqué.	Eau de drainage naturel partout dans le bassin	Non indiqué	18 juin 1975 : 16.43 $\mu g \cdot L^{-1}$, moy. 4 éch. 25 mai 1976 : 14.00 $\mu g \cdot L^{-1}$, moy. 6 éch. 1er juin 1977 : 23.93 $\mu g \cdot L^{-1}$, moy. 10 éch.	Schepers et coll., 1980
Quatre parcelles de 27 m^2 avec pente de 3 % en Oregon; rotoculture à 15 cm. Chaux à 11.2 $t \cdot ha^{-1}$ incorporée par rotoculteur dans 2 parcelles. Atrazine appliquée 2 semaines plus tard à raison de 3.6 kg $ma \cdot ha^{-1}$ sous forme de poudre mouillable 80 %. Irrigation 12 h et 8 jours après application, à raison de 3.1 $cm \cdot h^{-1}$ (total 7 cm).	Eau de ruissellement des parcelles Mat. solides en susp. dans l'eau	Non indiqué	Pas de chaux, 12 h, plage : 0.3 à 0.9 $mg \cdot L^{-1}$ Pas de chaux, 8 jours, plage : 0.2 à 0.5 $mg \cdot L^{-1}$ Chaux, 8 jours, plage : 0 à 0.3 $mg \cdot L^{-1}$ (pas de ruissellement des parcelles 12 h chaulées) Pas de chaux, 12 h, plage : 0 $mg \cdot kg^{-1}$ Pas de chaux, 8 jours, plage : 6.2 à 35.7 $mg \cdot kg^{-1}$ Chaux, 12 h, plage : 0 $mg \cdot kg^{-1}$ Chaux, 8 jours, plage : 0 à 2.8 $mg \cdot kg^{-1}$	Gaynor et Volk, 1981
Neuf parcelles de 40 m^2 en Pennsylvanie avec pente de 14 %, rotoculture à 12 cm. Maïs planté avec et sans avoine en culture en bandes à la base du talus. Atrazine appliquée avant préémergence à 2.2 et 4.5 $kg \cdot ha^{-1}$ et avant plantation, incorporée à 2.2 et 4.5 $kg \cdot ha^{-1}$. Concentrations d'atrazine données sous forme de graphiques tellement petits que les concentrations individuelles ne pouvaient être identifiées.	Eau de ruissellement des parcelles	Non indiqué	Application préémergence : 2.2 $kg \cdot ha^{-1}$ ont donné 3.53 % de perte dans parcelles sans bande et 0.33 % de perte dans parcelles par bandes. 4.5 $kg \cdot ha^{-1}$ ont donné 1.13 % de perte dans parcelles sans bande et 0.39 % de perte dans parcelles par bandes.	Hall et coll., 1983

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
			Incorporation préplantation : 2.2 $kg \cdot ha^{-1}$ ont donné 0.94 % de perte dans parcelles sans bande, et 0.33 % dans parcelles par bandes. 4.5 $kg \cdot ha^{-1}$ ont donné 0.85 % de perte dans parcelles sans bande, et 0.15 % de perte dans parcelles par bandes.	
Bassin hydrographique de 16.4 ha dans plaine côtière du Maryland, qui sert de champ de maïs. Applications d'atrazine le 7 mai 1976 (1.7 $kg \cdot ha^{-1}$), le 14 mai 1977 (1.0 $kg \cdot ha^{-1}$) et le 25 mai 1978 (1.0 $kg \cdot ha^{-1}$).	Drainage en surface par chenaux naturels	Non indiqué	Plage 1976 : 0.04 à 13 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage 1977 : 0.1 à 4.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage 1978 : <0.01 à 4.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	Wu et coll., 1983
Deux bassins hydrographiques séparés comme champs de maïs au Maryland, l'un avec méthodes classiques de labourage (C) (labourage en suivant les courbes de niveau et cultitassage), l'autre avec méthodes sans labourage (SL). Le bassin hydrographique (C) mesurait 0.37 ha et avait une pente de 6 %; l'autre mesurait 0.27 ha et avait une pente de 7 %. Atrazine appliquée préémergence à 2.2 kg ma·ha^{-1} sur les 2 bassins hydrographiques immédiatement après plantation en 1979, 1980, 1981 et 1982.	Eau de ruissellement des champs Note : pas d'eau de ruissellement du bassin (SL) les 3, 13, 21, 26 août.	Non indiqué	Pour l'atrazine appliquée le 4 juin 1979 : 18 juin – 1332 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 975 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 16 juillet – 426 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 226 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 3 août – 83 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 13 août – 23 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 21 août – 10 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 26 août – 7 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 28 août – 5 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 3 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 6 sept. – 9 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 14 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 24 sept. – 9 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 6 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 1 oct. - 6 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 4 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 3 oct. - 16 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 4 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL) 9 oct. - 5 $\mu g \cdot L^{-1}$(C), 0.7 $\mu g \cdot L^{-1}$(SL)	Glenn et Angle, 1987

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
	Note : pas de ruissellement du bassin (SL) en juin ou juillet Note : pas de ruissellement du bassin (SL) en mai ou juin		Pour l'atrazine application le 11 mai 1981 : 8 juin – 47 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 22 juin – 28 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 2 juillet – 14 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) Pour l'atrazine appliquée le 14 mai 1982 : 20 mai – 60.2 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 24 mai – 22.0 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 13 juin – 5.0 $\mu g \cdot L^{-1}$(C) 17 juin – 2.6 $\mu g \cdot L^{-1}$(C)	
Dix parcelles en Ohio (superficie moyenne de 0.02 ha par parcelle), chacune avec bordures de terre, fossés, goulotte et réservoirs pour mesurer et échantillonner l'eau de ruissellement. Application d'atrazine de 4.48 $kg \cdot ha^{-1}$ sur 4 parcelles (traitement 2x) et 2.24 $kg \cdot ha^{-1}$ à 5 parcelles (traitement 1x); application en 1974 et 1975.	Eau de ruissellement	Non indiqué	1974 : atrazine <10 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans les 2 traitements après 7 jours et à 0 après 3 jours. 1975 : maximum de 290 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans traitement 2x et de 99 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans traitement 1x 10 jours après l'application; 26 jours après l'application, concentration de 35 $\mu g \cdot L^{-1}$ (2x) et de 14 $\mu g \cdot L^{-1}$ (1x); concentration à 0 après 68 jours.	Rohde et coll., 1981
Quatorze endroits du MidWest américain pour détecter les résidus d'atrazine dans le Mississippi et ses principaux affluents.	Eau de rivière	Non indiqué	Résidus d'atrazine à un sommet en juin et juillet, plage de 2 à 17 $\mu g \cdot L^{-1}$; détectable dans la plupart des cours d'eau pour le reste de l'année, généralement à moins de 1 $\mu g \cdot L^{-1}$. Pas de résidus de nitrosoatrazine détectable (limite de détection = 0.1 $\mu g \cdot L^{-1}$).	Newby et Tweedy, 1976

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Bassin de la rivière Maumee, Ohio. Échantillons de rivière filtrés et prélèvements de sédiments.	Eau de rivière filtrée	Non indiqué	Rivière Blanchard : 1.8 $mg \cdot L^{-1}$ Rivière Auglaize : 0.3 $mg \cdot L^{-1}$ Rivière Maumee : 4.8 $mg \cdot L^{-1}$	Wall et coll., 1978
	Sédiments de fond	?/21	Rivière Blanchard : <0.01 à 0.03 $ug \cdot g^{-1}$ Rivière Auglaize : <0.01 $\mu g \cdot g^{-1}$ Rivière Maumee : 0.01 à 0.02 $\mu g \cdot g^{-1}$	
Cinquante-huit stations d'échantillonnage dans un lac, 19 stations d'eau potable brute d'un lac au Kansas.	Eau de surface	43/?	Grands lacs (superficie : 440 à 6400 ha) Moy. : 4.8 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 1.4 à 23.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	Butler et Arruda, 1985
	Eau de surface	5/?	Petits lacs (superficie 10 à 300 ha) Moy. : 2.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 1.2 à 2.8 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau de surface	4/?	Lacs d'approvisionnement en eau (relevé 1983) Plage : 1.4 à 4.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	10/?	Plage : 1.2 à 4.8 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau de surface	Non indiqué	Lacs d'approvisionnement en eau (relevé 1984) Plage : 2.1 à 16.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	Non indiqué	Plage : 3.1 à 9.5 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Petit drainage agricole dans le nord-est de l'Indiana (bassin hydrologique de Black Creek).	Eau de surface	0/7	Limite de détection : 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite de détection : 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite inférieure de détection : 100 $\mu g \cdot kg^{-1}$	Dudley et Karr, 1980
	Sédiment	0/14		
	Poisson	0/18		
Eau de surface, souterraine et traitée, en Iowa, 1974.	Eau de surface (South Sunk River)	16/18	Plage : 0.16 à 12.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	Richard et coll., 1975

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
	(Indian Creek)	15/15	Plage : 0.163 à 42.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Fossé de drainage)	15/15	Plage : 0.132 à 9.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Rivière des Moines)	Non indiqué	Moy. : 0.211 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.050 à 0.800 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Rivière Raccoon)	Non indiqué	Moy. : 0.814 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.120 à 3.3 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Réservoir Red Rock)	Non indiqué	Moy. : 0.813 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.060 à 2.5 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Réservoir Red Rock)	Non indiqué	Moy. : 0.921 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.100 à 1.90 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Réservoir Rathbun)	Non indiqué	Moy. : 4.094 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.207 à 9.40 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Réservoir Rathbun)	Non indiqué	Moy. : 1.285 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage : 0.165 à 3.750 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Rivière Cedar)	1/1	6.35 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Rivière Iowa)	1/1	3.00 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Rivière Skunk)	1/1	0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Rivière Mississippi)	2/2	0.1 et 0.331 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Lac Gremore)	1/1	0.190 $\mu g \cdot L^{-1}$	

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
	(Rivière Missouri)	1/1	0.08 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Étang de ferme)	1/1	0.90 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau souterraine traitée pour l'approvision-nement des villes	1/1		
	(Cedar Rapids)	Non indiqué	0.483 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Marshalltown)	Non indiqué	0.06 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Oskaloosa)	Non indiqué	0.014 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Waterloo)	Non indiqué	0.004 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Iowa Falls)	Non indiqué	<0.001 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Sioux City)	Non indiqué	<0.001 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau souterraine traitée pour l'approvisionne-ment des villes		0.405 $\mu g \cdot L^{-1}$	
			0.200 $\mu g \cdot L^{-1}$	
			0.029 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(Davenport)	Non indiqué		
	(Iowa City)	Non indiqué		
	(Des Moines)	Non indiqué		

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Bassin hydrologique de Mahantango Creek (7.4 km^2) au centre de la Pennsylvanie. Dans le bassin : 57 % de culture, 35 % de forêt, 8 % de pâturage. 20 puits échantillonnés entre le 10 et le 20 déc. 1985 et entre le 18 et le 28 août 1986. Sources échantillonnées le 13 février et le 21 août 1986.	Eau souterraine	28/38	22 éch. : plage de : 0.013 à 1.110 $\mu g \cdot L^{-1}$ 6 éch. : plage de 0.003 à 0.009 $\mu g \cdot L^{-1}$ 10 éch. sous la limite de détection de 0.003 $\mu g \cdot L^{-1}$	Pionke et coll., 1988
Champ (étendue non indiquée) dans la vallée centrale de la rivière Platte au Nebraska. Atrazine appliquée au taux de 4.4 $kg \cdot ha^{-1}$ au début de la saison de croissance 1979. Application réduite à 2.2 $kg \cdot ha^{-1}$ en 1980. Le champ a reçu 44.2 cm d'eau (irrigation et précipitations) durant 1979 et 1980. Échantillons pris dans des puits d'observation au bas du gradient de pente à partir du champ.	Eau souterraine	Non indiqué	Plage : 0.2 à 0.8 $\mu g \cdot L^{-1}$	Wehtje et coll., 1981
Trente puits de surveillance, vallée centrale de la rivière Platte au Nebraska, 16 sur terrasse, 14 dans plaine. Échantillons prélevés 4 fois dans tous les puits : 8–10 avril, 11–19 juin, 13–15 octobre 1980 et 27–28 avril 1981.	Eau souterraine	116/116	<u>Puits sur terrasse</u> : Plage avril : 0.01 à 8.29 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage juin : 0.03 à 1.56 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage octobre : 0.01 à 1.51 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage avril : 0.01 à 1.05 $\mu g \cdot L^{-1}$ <u>Puits plaine</u> : Plage avril : 0.02 à 2.76 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage juin : 0.01 à 0.86 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage octobre : 0.02 à 1.98 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage avril : 0.01 à 0.28 $\mu g \cdot L^{-1}$	

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Trente-cinq puits de surveillance, vallée centrale de la rivière Platte au Nebraska, 6 puits sur terrasse dans aquifère principal; 4 puits sur terrasse et dans plaine dans aquifères secondaires; 10 puits dans plaine dans aquifère principal et vers le bas du gradient à partir des terres cultivées et irrigées; 15 puits dans la plaine dans aquifère principal, influencés par la rivière Platte et presque purs.	Eau souterraine	64/?	<u>6 puits sur terrasse</u> : Plage juin : <0.01 à 0.38 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage sept. : 0.05 à 2.66 $\mu g \cdot L^{-1}$ <u>4 puits sur terrasse et plaine</u> : Plage juin : <0.01 à 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage sept. : <0.01 à 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$ <u>10 puits dans la plaine au-bas du gradient partant des terres cultivées</u> : Plage juin : <0.01 à 1.09 $\mu g \cdot L^{-1}$ Plage sept. : <0.01 à 88.36 $\mu g \cdot L^{-1}$ <u>15 puits de la plaine - presque purs</u> : Plage sept. : 0.01 à 0.27 $\mu g \cdot L^{-1}$	Junk et coll., 1980
Terre agricole de 2848 km^2 dans le sud-est du Nebraska; puits domestiques et d'abreuvement du bétail.	Eau souterraine	13/47	Plage : 0.01 à 1.2 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moy. : <0.08 $\mu g \cdot L^{-1}$	Exner et Spalding, 1985
Tiffin, Ohio; West Lafayette, Indiana; Parsons, West Virginia; Postdam, New York.	Eau de pluie (Indiana)	8/14	0.1 à > 1.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	Richards et coll., 1987
	(Ohio)	14/24	<0.1 à 1.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(West Virginia)	11/20	<0.1 à 0.5 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	(New York)	10/21	<0.1 à >1.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Échantillons d'eau estuarienne de Rhode River (Chesapeake Bay) Maryland. Eau de pluie et précipitations sous forme solide prélevées au sommet d'un immeuble élevé (Edgewater, Maryland). Prélèvements faits en 1977 et 1978.	Eau de surface (eau superficielle et subsuper-ficielle)	Non indiqué	60 % des échantillons 0.01 à 0.10 $\mu g \cdot L^{-1}$; atrazine dans la couche superficielle 0.01 à 1.0 $\mu g \cdot L^{-1}$, avec 50 % des échantillons >0.1 $\mu g \cdot L^{-1}$; plage : 0.003 à 2.19 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Wu, 1981

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
	Ensemble des précipitations	?/63	Les échantillons de janv. à avril 1977 variaient entre 0.003 et 0.97 $\mu g \cdot L^{-1}$. La conc. max. d'atrazine a été observée en mai (2.19 $\mu g \cdot L^{-1}$).	
Vingt stations d'échantillonnage au Québec, 1977 à 1981; emplacements inconnus.	Eau de surface	66/75	Maximum : 4.5 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.126 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	M. Wong, 1987, Dir. de la qualité des eaux, Env. Canada, comm. pers.
Dix-neuf stations au Québec, 1977 à 1981; emplacements inconnus.	Eau de surface	5/63	Maximum : 0.30 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.26 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Vingt stations au Québec, 1977 à 1981; emplacements inconnus.	Eau de surface	38/75	Maximum : 1.50 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.55 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Treize stations d'échantillonnage dans les Prairies, 1985 et 1986.	Eau de surface	5/72	Maximum : 0.40 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.107 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.10 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Vingt-quatre cours d'eau ou lacs qui se déversent dans le Saint-Laurent, Québec, juillet 1977 à juin 1978. Conc. max. dans le port de Québec.	Eau de surface	Non indiqué (fréq. dét. 91 %)	Maximum : 0.32 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.04 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	Env. Canada, pas de date
Embouchure de 20 gros affluents du Saint-Laurent, mai à sept. 1976. Conc. max. dans la rivière Rigaud.	Eau de surface	Non indiqué (fréq. dét. 95 %)	Maximum : 11.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.42 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Embouchure de 29 petits affluents du Saint-Laurent, juill. et août 1976. Conc. max. à la rivière Marguerite.	Eau de surface	Non indiqué (fréq. dét. 90 %)	Maximum : 13.33 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.35 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Quatorze stations d'échantillonnage dans le Saint-Laurent et le lac Saint-Pierre. Conc. max. dans la rivière Yamaska.	Eau de surface	31/31	Maximum : 5.10 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Usine de traitement de l'eau de Mitchells Bay	Eau de surface non traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Usine de traitement de l'eau de Stony Point (2 juill. au 4 nov. 1985)	Eau de surface non traitée	0/2	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	I. Cornish, 1987, Agr. Canada, comm. pers.
	Eau traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Usine de traitement de l'eau de Wallaceburg (3 juill. et 7 oct. 1985)	Eau de surface non traitée	0/2	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	0/2	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Usine de traitement de l'eau de Walpole Island (6 nov. 1985).	Eau de surface non traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Usine de traitement de l'eau de Windsor (21 oct. 1985)	Eau de surface non traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Sources municipales en Ontario (80) et en Alberta (15), automne 1986.	Inconnu	3/95	Maximum : 1.8 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 1 $\mu g \cdot L^{-1}$	K.J. Kjartanson, 1987, Env. Control Serv., Manitoba Env. and Workplace Safety and Health, comm. pers.

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Québec, oct. 1984 et juill. 1985	Eau souterraine	10/24	-	J. Vachon, 1985, min. de l'Env. gouv. du Québec, comm. pers.
Puits de particuliers en zone rurale de l'Ontario, 1979 à 1984.	Eau souterraine	57/160	Limite dét. : 0.1 $\mu g \cdot L^{-1}$	Frank, Clegg et coll., 1987
Harrow (Ontario)	Eau non traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	D. Maroontate, 1985, min. de l'Env. de l'Ontario, comm. pers.
	Eau traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
288 puits de particuliers en Ontario, 1985	Eau souterraine	180/491	Maximum : 1200 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 1 $\mu g \cdot L^{-1}$	Directeur régional, min. de l'Env. de l'Ontario, 1986, comm. pers.
Usine de traitement de l'eau d'Amherstburg, 28 oct. 1985.	Eau non traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	Ontario, Min. de l'Env. 1986
	Eau traitée	0/1	Limite dét. : 0.05 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Onze installations de mise en conserve de la Nouvelle-Écosse, juin 1986.	Inconnu	3/11	Maximum : 0.8 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.04 $\mu g \cdot L^{-1}$	M. Shreve, 1986, Dir. des sols et des récoltes, min. de l'Agriculture et de la mise en marché de la Nouvelle-Écosse, comm. pers.
Puits de ferme, Î.-P.-É.	Eau souterraine	1/1	Maximum : 70.0 $\mu g \cdot L^{-1}$	P.E.I. Department of Community and Cultural Affairs, 1985
Neuf usines de traitement de l'eau sur le Saint-Laurent, juin et juill. 1977.	Eau traitée et non traitée	Non indiqué (fréq. dét. 83 %)	Maximum : 0.10 $\mu g \cdot L^{-1}$ Moyenne : 0.03 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.02 $\mu g \cdot L^{-1}$	Environnement Canada, pas de date

Tableau A-1. (suite)

Emplacement et conditions	Substrat	Échantillons avec atrazine/ échantillons prélevés	Concentration	Référence
Municipalités du Québec, fév. 1986.	Eau non traitée	12/17	Maximum : 0.137 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.025 $\mu g \cdot L^{-1}$	Gouv. du Québec, 1987
	Eau traitée	11/16	Maximum : 0.129 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.025 $\mu g \cdot L^{-1}$	
Municipalités du Québec, juill. 1986	Eau non traitée	15/18	Maximum : 1.202 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.025 $\mu g \cdot L^{-1}$	
	Eau traitée	13/18	Maximum : 0.783 $\mu g \cdot L^{-1}$ Limite dét. : 0.025 $\mu g \cdot L^{-1}$	

Annexe B

Sommaire des données sur la toxicité de l'atrazine pour les organismes aquatiques

Tableau B-1. Résumé des données sur la toxicité de l'atrazine pour les organismes aquatiques[1]

Organisme	Agent chimique ou formulation	Durée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
VERTÉBRÉS					
Truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri)	Atrazine (technique)	96 h	CL_{50} = 4.5 mg·L^{-1} (3.5 à 5.7 mg·L^{-1})	Essai statique. 14 ± 2 °C. NR. pH moy. = 7.2	Bathe et coll., 1976
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine	96 h	CL_{50} >8.0 mg·L^{-1}	Essai dynamique. 19 ± 1 °C. M. Poissons foncés et stressés à 1.4 mg·L^{-1}	Macek et coll., 1976
Omble de fontaine (Salvelinus fontinalis)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 6.3 mg·L^{-1} (4.1 à 9.7 mg·L^{-1})	Essai dynamique. 13 ± 1 °C. M. Poissons foncés et stressés à 1.4 mg·L^{-1}	Macek et coll., 1976
Tête-de-boule (Pimephales promelas)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 15 mg·L^{-1} (11 à 20 mg·L^{-1}); LSEA = 8.0 mg·L^{-1}	Essai dynamique. 19 ± 1 °C. M. Poissons foncés et stressés à 1.4 mg·L^{-1}	Macek et coll., 1976
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine	28 jours	Les sujets exposés à 0.5 mg·L sont devenus léthargiques, se sont mal alimentés et ont subi des pertes partielles d'équilibre	Essai dynamique. Effets toxiques fonction de la dose. M.	Macek et coll., 1976

[1]Limites de confiance à 95 % entre parenthèses.

[2]U.S. Department of Agriculture, 1984 et renseignements additionnels obtenus de :

Ashton et coll., 1966;
Boger et Schlue, 1976;
Burrell et coll., 1985
Hartman et Martin, 1985;
Gramlich et Frans, 1964;
Hollister et Walsh, 1973;
Johnson, 1986;
Kratky et Warren, 1971;
Larsen et coll., 1986;
Mayasich et coll., 1986;
Millie et Hersh, 1987;
Stratton, 1984;
Torres et O'Flaherty, 1976;
Thomas et coll., 1973;
Turbak et coll., 1986;
Veber et coll., 1981;
Ward et Ballantine, 1985.

Note :

M = Concentrations d'atrazine mesurées dans les réservoirs des tests.

NR = Présence ou absence des mesures dans les réservoirs des tests non rapportées, considérées comme non mesurées.

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Crapet arlequin (Pimephales promelas) (alevins)	Atrazine	96 h	Les alevins de 3 à 5 jours exposés à 0.52 $mg \cdot L^{-1}$ ont subi 25 % de mortalité.	Essai statique. Mortalité fonction de la dose. M.	Macek et coll., 1976
Omble de fontaine (Salvelinus fontinalis)	Atrazine	44 sem.	Poissons exposés à 0.72 $mg \cdot L^{-1}$: pas d'effet sur la survie des parents, la production des oeufs et l'éclosion. Croissance et survie des alevins réduites avec des expositions de 90 jours à 0.72, 0.45 et 0.24 $mg \cdot L^{-1}$.		Macek et coll., 1976
Truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri)	Gésaprim (poudre mouillable à 80 %)	48 h 96 h	CL_{50} = 30 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 17 $mg \cdot L^{-1}$	Tests statiques 14 ± 2 °C	Lichfield et Wilcoxon, 1949, cité dans Bathe et coll., 1975
Carassin (Carassius carassius)	Gésaprim (poudre mouillable à 80 %)	48 h 96 h	CL_{50} = 100 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 100 $mg \cdot L^{-1}$	Tests statiques 14 ± 2 °C	Bathe et coll., 1975
Barbotte noire (Ictalurus melas)	Gésaprim (poudre mouillable à 80 %)	48 h 96 h	CL_{50} = 37 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 35 $mg \cdot L^{-1}$	Tests statiques 20 ± 2 °C	Bathe et coll., 1975
Perche (Perca sp.)	Gésaprim (poudre mouillable à 80 %)	48 h 96 h	CL_{50} = 80 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 50 $mg \cdot L^{-1}$	Tests statiques 20 ± 2 °C	Bathe et coll., 1975

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine (poudre mouillable)	96 h	CL_{50} d'environ 6 $mg \cdot L^{-1}$		Walker, 1964, cité dans Lorz et coll., 1979
Saumon coho (Oncorhynchus kisutch)	AAtrex[md]	144 h	Mortalité est fonction de la conc. dans l'eau douce, mortalité nulle à 5 $mg \cdot L^{-1}$, mortalité de 5 % à 8 $mg \cdot L^{-1}$ et 25 % à 15 $mg \cdot L^{-1}$.	Quand les survivants étaient transférés dans l'eau de mer pour 244 h, mortalité de 6 % chez ceux qui avaient été exposés à 5 $mg \cdot L^{-1}$ et de 25 % chez ceux exposés à 15 $mg \cdot L^{-1}$.	Lorz et coll., 1979
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine	18 mois	Survie, croissance ou éclosion inchangées chez les sujets exposés à 0.095 $mg \cdot L^{-1}$.		Macek et coll., 1976
Tête-de-boule (Pimephales promelas)	Atrazine	43 sem.	Survie, croissance et ponte inchangées chez les sujets exposés à 0.213 $mg \cdot L^{-1}$.		Macek et coll., 1976
Truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri)	Atrazine	48 h	CL_{50} = 12.6 $mg \cdot L^{-1}$		U.S. Department of the Interior, 1968, cité dans Pimentel, 1971
Rasbora (Rasbora heteromorpha)	Atrazine	24 h	CL_{50} = 0.55 $mg \cdot L^{-1}$		Alabaster, 1969, cité dans Pimentel, 1971
Leiostomus xanthurus	Atrazine	48 h	Aucun effet à 1.0 $mg \cdot L^{-1}$		Butler, 1965
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 15 $mg \cdot L^{-1}$	Tests statiques	Klaassen et Kadoum, 1979, cités dans Spehar et coll., 1981

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine	12 jours	Aucune mortalité à 10 $mg \cdot L^{-1}$		Hiltibran, 1967
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)	Atrazine (poudre mouillable)	12 jours	Aucune mortalité à 5 $mg \cdot L^{-1}$		Hiltibran, 1967
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus) (Alevin)	Atrazine (granules)	8 jours	Aucune mortalité à 10 $mg \cdot L^{-1}$		Hiltibran, 1967
Crapet vert (Lepomis cyanellus) (Alevin)	Atrazine	8 jours	Aucune mortalité à 11 $mg \cdot L^{-1}$		Hiltibran, 1967
Méné de lac (Erimyzon sucetta) (Alevin)	Atrazine (poudre mouillable)	8 jours	Aucune mortalité à 10 $mg \cdot L^{-1}$		Hiltibran, 1967
Achigan à petite bouche (Micropterus dolomieui) (Alevin)	Atrazine (poudre mouillable)	3 jours	Sujets exposés à 10 $mg \cdot L^{-1}$ sont morts en 3 jours		Hiltibran, 1967
Truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri)	Atrazine	48 h 96 h	CL_{50} = 10 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 8.8 $mg \cdot L^{-1}$	14 ± 2 °C	Litchfield et Wilcoxon, 1949, cités dans Bathe et coll., 1975
Carassin (Carassius carassius)	Atrazine	48 h 96 h	CL_{50} = 100 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 76 $mg \cdot L^{-1}$	14 ± 2 °C	Litchfield et Wilcoxon 1949, cités dans Bathe et coll., 1975
Barbotte noire (Ictalurus melas)	Atrazine	48 h 96 h	CL_{50} = 8 $mg \cdot L^{-1}$ CL_{50} = 7.6 $mg \cdot L^{-1}$	20 ± 2 °C	Litchfield et Wilcoxon, 1949, cités dans Bathe et coll., 1975

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Perche (Perca sp.)	Atrazine	48 h 96 h	CL_{50} = > 21 mg·L^{-1} CL_{50} = 16 mg·L^{-1}	14 ± 2 °C	Litchfield et Wilcoxon, 1949, cités dans Bathe et coll., 1975
Poisson arc-en-ciel (Lebistes reticulata)	Atrazine	48 h 96 h	CL_{50} = 10 mg·L^{-1} CL_{50} = 4.3 mg·L^{-1}	20 ± 2 °C	Litchfield et Wilcoxon, 1949, cités dans Bathe et coll., 1975
Ide mélanote (Leuciscus sp.)	Atrazine	48 h	CL_{50} = 70 mg·L^{-1}	14 ± 2 °C	Litchfield et Wilcoxon, 1949, cités dans Bathe et coll., 1975
Barbue de rivière (Ictalurus punctatus)	Atrazine	De la ponte à 96 h après l'éclosion	CL_{50} = 0.22 mg·L^{-1} (0.15 à 0.32 mg·L^{-1})	Pour une exposition de 0.06, 0.43, 4.83 et 46.7 mg·L^{-1}, il y avait chez les sujets éclos 4 %, 13 %, 69 % et 100 %, respectivement, de cas de tératogénèse. Test avec circulation d'eau.	Birge et coll., 1979, 1983
Truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri)	Atrazine	De la ponte à 96 h après l'éclosion	CL_{50} = 0.87 mg·L^{-1} (0.63 à 1.15 mg·L^{-1})	Pour une exposition de 0.05, 0.54 et 5.02 mg·L^{-1}, il y avait 3 %, 6 % et 62 %, respectivement, de cas de tératogénèse chez sujets éclos. Aucun poisson n'est né dans le groupe d'oeufs exposé à 50.9 mg·L^{-1}. Test avec circulation d'eau.	Birge et coll., 1979, 1983

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Truite arc-en-ciel (Salmo gairdneri)	AAtrex	96 h	CL_{50} = 4.5 mg·L^{-1}		Données de la Société des produits chimiques Ciba-Geigy citées dans Weed Science Society of America, 1983
Crapet arlequin (Lepomis macrochirus)		96 h	CL_{50} = >24 mg·L^{-1}		Données de la Société des produits chimiques Ciba-Geigy citées dans Weed Science Society of America, 1983
Carpe dorée (Carassius auratus)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 60 mg·L^{-1}		Pamphlet de la Société des produits agricoles Geigy, cité par le U.S. Department of Agriculture, 1978
Leiostomus xanthurus	Atrazine	96 h	CL_{50} = 8.5 mg·L^{-1} (6.0 à 12 mg·L^{-1})	Test statique Salinité = 13 g·L^{-1}	Ward et Ballantine, 1985
Cyprinodontidé (Cyprinodon variegatus)	Atrazine	96 h	CL_{50} = >16 mg·L^{-1}	Test à circulation d'eau Salinité = 13 g·L^{-1}	Ward et Ballantine, 1985
Grenouille-taureau (Rana catesbeiana)	Atrazine	De la ponte à 96 h après l'éclosion	CL_{50} = 0.41 mg·L^{-1} (0.27 à 0.59 mg·L^{-1})	Test à circulation d'eau; pour une exposition à 0.4, 6.33, 14.8, 26.4 et 45.8 mg·L^{-1}, on a observé 3 %, 7 %, 22 %, 47 % et 100 %, respectivement, de cas de tératogénèse chez les sujets qui sont nés.	Birge et coll., 1980, 1983

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Durée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Crapaud d'Amérique (Bufo americanus)	Atrazine	Ponte à 96 h après l'éclosion	CL_{50} = >48 mg·L^{-1}	Test à circulation d'eau; pour une exposition à 10.8, 24.8 et 48.2 mg·L^{-1}, on a observé 3 %, 6 % et 17 %, respectivement, de cas de tératogénèse chez les sujets qui sont nés.	Birge et coll., 1980, 1983
Grenouille-taureau (Rana catesbeiana)	Atrazine	De la ponte à l'éclosion	CL_{50} = 11.55 mg·L^{-1} (9.8 à 13.26 mg·L^{-1})	Test à circulation d'eau	Birge et coll., 1980
Grenouille-léopard (Rana pipiens)	Atrazine	De la ponte à l'éclosion Ponte à 96 h post-éclosion	CL_{50} = 22.89 mg·L^{-1} (17.18 à 30.01 mg·L^{-1}) CL_{50} = 7.68 mg·L^{-1} (4.84 à 11.90 mg·L^{-1})	Test à circulation d'eau	Birge et coll., 1980
Grenouille des marais (Rana palustris)	Atrazine	De la ponte à l'éclosion Ponte à 96 h post-éclosion	CL_{50} = 20.20 mg·L^{-1} (17.77 à 22.96 mg·L^{-1}) CL_{50} = 17.97 mg·L^{-1} (15.86 à 20.11 mg·L^{-1})	Test à circulation d'eau	Birge et coll., 1980
Grenouille-léopard (Rana pipiens)	Atrazine	96 h	Seuil létal = 8.5 mg·L^{-1}	Test statique	Hovey, 1975, cité dans Hine et coll., 1981
Grenouille-léopard (Rana pipiens) (têtards)	Atrazine	54 jours	Têtards exposés à 0.31 à 12 mg·L^{-1} sans mortalité significative pendant les 27 premiers jours. Ensuite, augmentation significative de la mortalité à 0.31 mg·L^{-1}, croissance significative retardée.		Hine et coll., 1981.

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
INVERTÉBRÉS					
Larves de cécidomye (Chironomus tentans)	Atrazine	48 h	CL_{50} = 0,72 mg·L^{-1} (0.36 à 1.44 mg·L^{-1})	Test statique 20 ± 1 °C	Macek et coll., 1976
Larves de cécidomye (Chironomus tentans)	Atrazine	2 générations	L'exposition à des concentrations mesurées de 0.23 mg·L^{-1} ou plus pendant 2 générations a diminué le succès de ponte, accru la mortalité chez les larves, ralenti le développement, et diminué le taux de pupation et d'émergence. Limite sans effet apparent = 0.11 mg·L^{-1}.	Test statique	Macek et coll., 1976
Larves du moustique (Culex restuans)	Atrazine	18 h	CL_{50} = 200 mg·L^{-1} chez les sujets exposés à 0.4 % de méthanol dans 25 mL d'eau.	Test statique	Bowman et coll., 1981
Daphnie (Daphnia pulex)	Atrazine	18 h	CL_{50} = 0.6 mg·L^{-1} (0.22 à 14.44 mg·L^{-1}); chez les sujets exposés à un stress de 0.4 % de méthanol dans 25 mL d'eau.	Test statique	Bowman et coll., 1981
Daphnie (Daphnia pulex)	Atrazine 4L[md] (40.8 % d'atrazine)	48 h	CL_{50} = 36.5 mg·L^{-1} (28.8 à 46.3 mg·L)(sans mat. en susp.) CL_{50} = 46.5 mg·L^{-1} (39.6 à 54.6 mg·L^{-1}) (avec mat. en susp.)		Hartman et Martin, 1985

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Daphnie (Daphnia pulex)	Atrazine (Atrazin^{R} 99.2 %)	28 jours et la durée de la vie	Jusqu'à 10 mg·L^{-1}, longévité non affectée, mais réduite chez les sujets exposés à 20 mg·L^{-1}. Reproduction réduite à 1 mg·L^{-1}.	Avec l'éthanol (0.5 %) comme solvant, longévité et reproduction diminuées de façon significative. Effet synergique entre l'atrazine et l'éthanol.	Schober et Lampert, 1976, 1977
Daphnie (Daphnia magna)	Atrazine	48 h	CL_{50} = 6.9 mg·L^{-1} (5.2 à 8.1 mg·L^{-1}), mortalité observée à 3.0 mg·L^{-1}	Test statique 20 ± 1 °C	Macek et coll., 1976
Amphipode (Gammarus fasciatus)		48 h	CL_{50} = 5.7 mg·L^{-1} (3.6 à 8.0 mg·L^{-1}), mortalité observée à 2.4 mg·L^{-1}	Test statique 20 ± 1 °C	Macek et coll., 1976
Daphnie (Daphnia magna)	Atrazine	21 jours	À 1.15 mg·L^{-1}, aucun effet adverse sur la survie au bout de 3 générations. Diminution significative du nombre moyen de jeunes par femelle durant l'exposition de la 1ère génération.	Les données indiquent que D. magna est plus sensible à l'atrazine par sa reproduction que par sa survie. Test statique. M.	Macek et coll., 1976
Amphipode (Gammarus fasciatus)	Atrazine	30 jours à 17 sem.	Survie réduite des sujets exposés pendant 30 jours à 0.94 mg·L^{-1}. Pas de changement quant à la survie des sujets exposés à 0.49 mg·L^{-1} pendant 119 jours. Effets sur la reproduction et survie affectée chez les descendants à 0.14 mg·L^{-1}.	Test statique M.	Macek et coll., 1976

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Hyale (Hyalella azteca)	Atrazine	18 h	CL_{50} = 8.8 mg·L^{-1} (7.2 à 18.64 mg·L^{-1}) chez des sujets soumis à 0.5 % de méthanol dans 25 mL	Test statique NR.	Bowman et coll., 1981
Crabe appelant (Uca pugnax)	AAtrex^{R} (poudre mouillable 80 %)	10 sem.	À 10 000 mg·L^{-1}, survie abaissée.	Tests faits dans des enceintes sur le terrain et dans une serre; salinité = 20 g·L^{-1}	Plumley et coll., 1980
Crabe appelant (Uca pugnax)	AAtrex^{R} (poudre mouillable 80 %)	8 sem.	À 1000 mg·L^{-1}, crabes tués ou réflexe de fuite supprimé. Effets adverses notés à 100 mg·L^{-1}, mais dont la gravité varie selon la grosseur et le sexe.	Tests statiques en laboratoire. Tests ont confirmé que la réponse varie avec les saisons. Salinité = 20 g·L^{-1}	Plumley et coll., 1980
Daphnie (Daphnia magna)	Atrazine	48 h	CL_{50} = 3.6 mg·L^{-1}		U.S. Department of the Interior, 1968, cité dans Pimentel, 1971
Penaeus aztecus	Atrazine	48 h	30 % de mortalité ou de paralysie à 1 mg·L^{-1}	Salinité inconnue NR.	Butler, 1965
Crabe enragé (Carcinus maenas)	Atrazine	Inconnue	CL_{50} = >100 mg·L^{-1}	Salinité inconnue. NR.	Portmann et Wilson, 1971
Mye (Pelecypoda)	Atrazine	Inconnue	Avec 0.5 à 2.0 mg·L^{-1}, population réduite au 1/8 du nombre original	Tests dans des enceintes en étang. Salinité inconnue.	Walker 1962, cité dans Pimentel, 1971

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Escargot (Gastropoda)	Atrazine	Inconnue	La population a augmenté près de 4 fois entre 0.5 et 2.0 $mg \cdot L^{-1}$	Tests dans des enceintes en étang. Salinité inconnue.	Walker 1962, cité dans Pimentel, 1971
Huître de l'Est (Crassostrea virginica)	Atrazine	96 h et période inconnue de croissance	Aucun effet notable sur le dével. de la coquille chez l'huître à 1 $mg \cdot L^{-1}$	Salinité inconnue. NR.	Butler, 1965
Palourde (Cardium edule)	Atrazine	Inconnue	CL_{50} = >100 $mg \cdot L^{-1}$	Salinité inconnue. NR.	Portmann et Wilson, 1971
Daphnie (Daphnia magna)	Atrazine	48 h	CE_{50} = 3.6 $mg \cdot L^{-1}$	Paralysie. NR.	Johnson, 1986
Larves de cécidomye (Chironomus riparius)	Atrazine	48 h	CE_{50} = 1.0 $mg \cdot L^{-1}$	Paralysie. NR.	Johnson, 1986
Organismes benthiques d'eau douce (avant tout, des insectes et leurs larves)	Atrazine	Inconnue	La plupart des pop. ont été réduites d'au moins la moitié après appl. de 0.5 à 2.0 $mg \cdot L^{-1}$		Walker, 1962, cité dans Pimentel, 1971
Huître de l'Est (Crassostrea virginica) (embryons)	Atrazine	48 h	CE_{50} = >30 $mg \cdot L^{-1}$	Test statique. M. Salinité = 16 $g \cdot L^{-1}$	Ward et Ballantine, 1985
Copépode calanoïde (Acartia tonsa)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 0.094 $mg \cdot L^{-1}$ (0.052 à 0.167 $mg \cdot L^{-1}$)	Test statique. M. Salinité = 20 $g \cdot L^{-1}$	Ward et Ballantine, 1985
Mysidé (Mysidopsis bahia)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 1.0 $mg \cdot L^{-1}$ (0.65 à 3.1 $mg \cdot L^{-1}$)	Test à circulation d'eau M. Salinité 13 $g \cdot L^{-1}$	Ward et Ballantine, 1985
Palaemonetes pugio	Atrazine	96 h	CL_{50} = 9.0 $mg \cdot L^{-1}$ (5.3 à 16 $mg \cdot L^{-1}$)	Test statique M. Salinité = 26 $g \cdot L^{-1}$	Ward et Ballantine, 1985

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Crevette (Panaeus duorarum)	Atrazine	96 h	CL_{50} = 6.9 mg·L^{-1} (4.1 à 12 mg·L^{-1})	Test statique M. Salinité = 26 g·L^{-1}	Ward et Ballantine, 1985
Crabe appelant (Uca pugilator)	Atrazine	96 h	CL_{50} = >29 mg·L^{-1}	Test statique M. Salinité = 26 g·L^{-1}	Ward et Ballantine, 1985
Sangsue (Glossiphonia complanata)	Atrazine (99.2 %)	28 jours	CL_{50} = 6.3 mg·L^{-1} (2.2 à 15.9 mg·L^{-1})	Test statique M.	Streit et Peter, 1978
Sangsue (Helobdella stagnalis)	Atrazine (99.2 %)	27 jours	CL_{50} = 9.9 mg·L^{-1} (5.2 à 14.3 mg·L^{-1})	Test statique M.	Streit et Peter, 1978
ALGUES					
Algues vertes (Chlamydomonas reinhardi)	Atrazine	2 sem.	Croissance autotrophe complètement inhibée à 0.5 mg·L^{-1}, mais croissance hétéorotrophe intacte.		Loeppky et Tweedy, 1969
Chlamydomonas eugametos	Atrazine	2 sem.	Croissance autotrophe à peine altérée à 5.0 mg·L^{-1}		Loeppky et Tweedy, 1969
(Chlorella vulgaria)	Atrazine	2 sem.	Léger effet toxique à 5.0 mg·L^{-1}		Loeppky et Tweedy, 1969
(Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine	2 sem.	Effet toxique prononcé		Loeppky et Tweedy, 1969

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Algue verte (Nannochloris occulata)	Atrazine	Non précisée. Jusqu'à l'obtention d'un taux constant de croissance pendant 72 h.	À 0.1 $mg \cdot L^{-1}$ d'atrazine, l'inhibition de la croissance a varié entre 46.2 % à 15 °C et 54 % à 25 °C en culture.		Karlander et coll., 1983
Algues bleues (Cyanobactéries)	Atrazine	Inconnue	CE_{50} = 40 à 520 $mg \cdot L^{-1}$ pour inhibition exponentielle du taux de croissance		Hutber et coll., 1979
Algues planctoniques (12 isolats)	Atrazine (99 %)	2 sem.	Isolats d'algues incapables de croissance à 1 $mg \cdot L^{-1}$		Butler et coll., 1975b
Algues planctoniques (36 isolats)	Atrazine 41 % ma	2 sem.	6.3 % de diminution de la productivité primaire mesurée par ^{14}C- absorbé à une conc. d'atrazine de 5 $\mu g \cdot L^{-1}$	Tests de 24 h au ^{14}C ajouté	deNoyelles et coll., 1982
Algues vertes (Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine	8 à 9 jours	76 % d'inhibition de la croissance dès 2.16 $mg \cdot L^{-1}$		Gramlich et Frans, 1964
Algues unicellulaires marines (Chlorophycées)	Atrazine	60 min.	CE_{50} = 0.104 $mg \cdot L^{-1}$	Moy. de 6 sp.	Hollister et Walsh, 1973
(Bacillariophytes)		60 min	CE_{50} = 0.265 $mg \cdot L^{-1}$	Moy. de 8 sp.	Hollister et Walsh, 1973
(Chrysophycées)		60 min	CE_{50} = 0.092 $mg \cdot L^{-1}$	Moy. de 3 sp.	Hollister et Walsh, 1973
(Rhodophycées)		60 min	CE_{50} = 0.079 $mg \cdot L^{-1}$	1 sp. CE_{50} = prod. d'O_2 réduite de 50 %	Hollister et Walsh, 1973

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Algues vertes (Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine	18 à 36 h	À 1 $mg \cdot L^{-1}$, 50 % ou plus d'inhibition	Dosage de la chlorophylle pour mesurer la réponse	Kratky et Warren, 1971
Phytoplancton d'estuaire (Nannochloris oculata)	Atrazine	7 jours	Inhibition de la croiss. accrue sign. à température élevée et lumière forte	L'étude portait sur les effets synergiques de la lumière, de la température et de l'atrazine (0.05 et 0.1 $mg \cdot L^{-1}$) sur la croiss. cellulaire	Mayasich et coll., 1986
(Phaeodactylum tricornutum)	Atrazine	7 jours	Inhibition de la croiss. sign. atténuée sous une faible lumière		Mayasich et coll., 1987
(Communauté de 2 algues, N. oculata et P. tricornutum)	Atrazine	7 jours	Inhibition plus accentuée chez P. tricornutum en communauté qu'en monoculture. La sensibilité accrue de N. oculata à l'atrazine dans les communautés donnait une dominance de P. tricornutum.	L'étude portait sur les effets synergiques de la lumière, de la température et de l'atrazine (0.015, 0.030, 0.05 $mg \cdot L^{-1}$) sur la croiss. cellulaire en monoculture et en communauté de 2 algues	Mayasich et coll., 1987
Diatomés unicellulaires (Cyclotella meneghiniana)	Atrazine	7 min	CE_{50} = 0.099 $mg \cdot L^{-1}$ (Arizona) CE_{50} = 0.105 $mg \cdot L^{-1}$ (Iowa) CE_{50} = 0.243 $mg \cdot L^{-1}$ (Minnesota)	Les conc. de l'atrazine variaient entre 0.001 et 0.338 $mg \cdot L^{-1}$. L'étude portait sur les effets de l'atrazine en fonction des races de diatomées par région géographique. CE_{50} = 50 % de réduction de la prod. en oxygène	Millie et Hersh, 1987

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Algues vertes (Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine	Non indiquée	Diffusion sur gélose et disque de papier pas satisfaisante pour les tests avec l'atrazine (conc. non indiquée)	L'atrazine n'a pas inhibé la croiss. de C. pyrenoidosa à cause du glucose dans le milieu	Thomas et coll., 1973
Algues vertes (Chlorella vulgaris	Atrazine	7 jours	Inhibition (dose) de la prod. de chlorophylle entre 0.001 et 1 $mg \cdot L^{-1}$. Inh. totale à 10 $mg \cdot L^{-1}$. Inh. de 50 % à 0.001 $mg \cdot L^{-1}$.		Torres et O'Flaherty, 1976
(Stigeoclonium tenue)	Atrazine	7 jours	Inh. à 67 % de la prod. de chlorophylle à 0.001 $mg \cdot L^{-1}$; 90 % d'inh. à 10 $mg \cdot L^{-1}$.		Torres et O'Flaherty, 1976
Algues brunes (Tribonema sp.)	Atrazine	7 jours	Inh. à 42 % de la prod. de chlorophylle à 0.001 $mg \cdot L^{-1}$; 75 % d'inh. à 1.0 $mg \cdot L^{-1}$; 100 % d'inh. à 10 $mg \cdot L^{-1}$		Torres et O'Flaherty, 1976
Vaucheria geminata	Atrazine	7 jours	Inh. à 41 % de la prod. de chlorophylle à 0.001 $mg \cdot L^{-1}$; 100 % d'inh. à 2.0 $mg \cdot L^{-1}$		Torres et O'Flaherty, 1976
Algues bleues (Oscillatoria lutea)	Atrazine	7 jours	Inh. à 93 % de la prod. de chlorophylle à 0.001 $mg \cdot L^{-1}$; 100 % d'inh. à 1.0 $mg \cdot L^{-1}$		Torres et O'Flaherty, 1976
Algues vertes (Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine (98.2 %)	96 h	CE_{50} (croissance) = 60 $\mu g \cdot L^{-1}$		Maule et Wright, 1984

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Algues bleues (Gloeocapsa alpicola)	Atrazine (98.2 %)	96 h	CE_{50} = 5360 $\mu g \cdot L^{-1}$	CE_{50} = conc. donnant 50 % de ralentissement de la croiss.	Maule et Wright, 1984
Algues vertes (Chlorella vulgaris)	Atrazine	0 à 72 h	À 70 $mg \cdot L^{-1}$, l'atrazine a arrêté la croiss.; effet neutralisé par 2 % de glucose. Peu d'effet sur la structure des chloroplastes.		Ashton et coll., 1966
Algues vertes (Chlorrella vulgaris)	Zeasin 50 % (p/p)	<1 h à 96 h	Aucune croiss. à 5 $mg \cdot L^{-1}$ d'atrazine; inhibition marquée de la croissance à 0.25 $mg \cdot L^{-1}$	Après une exposition de courte durée, les algues étaient remises en susp. dans un milieu sans atrazine. Les durées supérieures d'exposition servaient apparemment à un enlèvement de l'atrazine, mais le document est imprécis quant aux effets sur la croiss.	Véber et coll., 1981
Algues brunes (Bumilleriopsis filiformis)	Atrazine	6 à 7 jours	À 0.2 $mg \cdot L^{-1}$, la prod. de O_2 est réduite de 50 %. Retour à une croiss. normale après transfert dans un milieu sans atrazine	Examen des effets sur l'appareil photosynthétique. Inhibition de la photosynthèse dans les cellules intactes et dans l'appareil photo-synthétique débarrassé de la cellule pour une même plage de conc.	Boger et Schlue, 1976
Algues vertes (Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine (A) A déséthylée A déisopropylée Diamino-A Hydroxy-A	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.5 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} = 1.8 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} = 3.6 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} = >100 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} = >100 $mg \cdot L^{-1}$	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction de 50 % de la photosynthèse	Stratton, 1984

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Durée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
(Scenedesmus quadricauda)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.3 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction de la photosynthèse à 50 %	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 1.8 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 4.0 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
(C. pyrenoidosa)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.3 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction du rendement de la croissance à 50 %, mesuré par absorbance	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 3.2 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
(S. quadricauda)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.1 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du rendement de la croiss., mesuré par absorbance	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 1.2 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 6.9 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = 4.6 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
(C. pyrenoidosa)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 1.0 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % de la croiss., méthode non indiquée	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 7.2 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
(S. quadricauda)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.2 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du rendement de la croiss., méthode non indiquée	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 2.0 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 6.5 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = 10.0 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Durée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Algues bleues (Anabaena inequalis)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.3 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % de la photosynthèse	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 2.5 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 9.0 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
(A. cylindrica)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.5 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % de la photosynthèse	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 4.8 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 9.3 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
(A. variabilis)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.1 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % de la photosynthèse	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 0.7 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 4.7 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = 100 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >100 mg·L^{-1}		
(A. inequalis)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.03 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du rendement de la croiss., mesuré par absorbance	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 1.0 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 2.5 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = 7.0 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
(A. cylindrica)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 1.2 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du rendement de la croiss., mesuré par absorbance	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 8.5 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Diamino-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Hydroxy-A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
(A. variabilis)	Atrazine (A)	12 à 14 jours	CE_{50} = 4.0 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du rendement de la croiss., mesuré par absorbance	Stratton, 1984
	A déséthylée		CE_{50} = 3.5 mg·L^{-1}		
	A déisopropylée		CE_{50} = 5.5 mg·L^{-1}		
	Diamino - A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		
	Hydroxy - A		CE_{50} = >10 mg·L^{-1}		

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
A. inequalis)	Atrazine (A) A déséthylée A déisopropylée Diamino – A Hydroxy – A	12 à 14 jours	CE_{50} = 0.1 mg·L^{-1} CE_{50} = 4.0 mg·L^{-1} CE_{50} = 7.0 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du taux de croiss., méthode non indiquée	Stratton, 1984
(A. cylindrica)	Atrazine (A) A déséthylée A déisopropylée Diamino – A Hydroxy – A	12 à 14 jours	CE_{50} = 3.6 mg·L^{-1} CE_{50} = 5.5 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du taux de croiss., méthode non indiquée	Stratton, 1984
(A. variabilis)	Atrazine (A) A déséthylée A déisopropylée Diamino – A Hydroxy – A	12 à 14 jours	CE_{50} = 5.0 mg·L^{-1} CE_{50} = 7.5 mg·L^{-1} CE_{50} = 9.2 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1} CE_{50} = >10 mg·L^{-1}	CE_{50} = conc. responsable d'une réduction à 50 % du taux de croiss., méthode non indiquée	Statton, 1984
Algues vertes (Selenastrum capricornutum)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.053 mg·L^{-1} (0.043 à 0.064 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.034 mg·L^{-1} (0.029 à 0.040 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.042 mg·L^{-1} (0.037 à 0.045 mg·L^{-1})	Calcul CE_{50} fondé sur un ralentissement à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986
(Ankistrodesmus sp.)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.072 mg·L^{-1} (0.062 à 0.082 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.061 mg·L^{-1} (0.054 à 0.068 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
(Chlamydomonas reinhardi)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.037 mg·L^{-1} (0.019 à 0.048 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986
(Scenedesmus obliquus)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.038 mg·L^{-1} (0.027 à 0.050 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.057 mg·L^{-1} (0.051 à 0.064 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.049 mg·L^{-1} (0.044 à 0.055 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986
(Chlorella vulgaris)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.325 mg·L^{-1} (0.298 à 0.357 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.305 mg·L^{-1} (0.277 à 0.334 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.293 mg·L^{-1} (0.273 à 0.314 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986
(Stigeoclonium tenue)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.127 mg·L^{-1} (0.108 à 0.151 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.224 mg·L^{-1} (0.195 à 0.265 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986
(Ulothrix subconstricta)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.088 mg·L^{-1} (0.060 à 0.132 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986
Algue bleue-verte (Anabaena cylindrica)	Atrazine	24 h	CE_{50} = 0.253 mg·L^{-1} (0.173 à 0.483 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.178 mg·L^{-1} (0.130 à 0.026 mg·L^{-1}) CE_{50} = 0.182 mg·L^{-1} (0.140 à 0.268 mg·L^{-1})	CE_{50} calculée selon réduction à 50 % de l'absorption de ^{14}C sous forme de HCO_3^-	Larsen et coll., 1986

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Algues vertes (Chlorella pyrenoidosa)	Atrazine 80W	14 h	À 0.1 $mg \cdot L^{-1}$, effet inhibiteur léger; inhibition complète au-delà de 1 $mg \cdot L^{-1}$		Wells et Chappell, 1965
Algues vertes (Chlorococcum sp.)	Atrazine (acide, qual. tech.)	90 min	CE_{50} (prod. O_2) = 0.10 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} (croissance) = 0.10 $mg \cdot L^{-1}$		Walsh, 1972
	Atrazine (80 % P.M.)	90 min	CE_{50} (prod. O_2) = 0.40 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} (croissance) = 0.10 $mg \cdot L^{-1}$		Walsh, 1972
(Dunaliella tertiolecta)	Atrazine (Acide, qual. tech.)	90 min	CE_{50} (prod. O_2) = 0.30 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} (croissance) = 0.30 $mg \cdot L^{-1}$		Walsh, 1972
	Atrazine (80 % P.M.)	90 min	CE_{50} (prod. O_2) = 0.60 $mg \cdot L^{-1}$ CE_{50} (croissance) = 0.40 $mg \cdot L^{-1}$		
Algues vertes (Ankistrodesmus braunii)	Atrazine (99.9 %)	11 jours	CE_{50} (croissance) = 0.06 $mg \cdot L^{-1}$		Burrell et coll., 1985
(Chlorella vulgaris)	Atrazine (99.9 %)	11 jours	CE_{50} (croissance) = 0.025 $mg \cdot L^{-1}$		
Algues vertes (Selenastrum capricornutum)	AAtrex 80W	24 h	CE_{50} (prod. O_2) = 0.070 $mg \cdot L^{-1}$ (0.065 à 0.074 $mg \cdot L^{-1}$)	Avec milieu algaire synthétique	Turbak et coll., 1986
		24 h	CE_{50} (prod. O_2) = 0.85 $mg \cdot L^{-1}$ (0.79 à 0.93 $mg \cdot L^{-1}$)	Avec de l'eau naturelle	

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
		2 à 3 sem.	CE_{50} (croissance) = 0.059 $mg \cdot L^{-1}$ (0.048 à 0.071 $mg \cdot L^{-1}$)	Avec milieu algaire synthétique	
		2 à 3 sem.	CE_{50} (croissance) = 0.41 $mg \cdot L^{-1}$ (0.59 à l'infini)	Avec de l'eau naturelle	
PLANTES VASCULAIRES AQUATIQUES					
Potamot (Potamogeton perfoliatus)	Atrazine	4 h	I_{50} = 0.080 $mg \cdot L^{-1}$ Réduction de la photosynthèse par 87 % à 0.650 $mg \cdot L^{-1}$	I_{50} = Inhibition de la photosynthèse à 50 %	Jones et coll., 1986
Potamot (Potamogeton perfoliatus)	Atrazine	2 h	I_{50} = 0.077 $mg \cdot L^{-1}$ I_1 = 0.020 $mg \cdot L^{-1}$	I_{50} = Inhibition de la photosynthèse à 50 % I_1 = Inhibition de la photosynthèse de 1 %	Jones et Winchell, 1984
Myriophylle (Myriophyllum spicatum)	Atrazine	2 h	I_{50} = 1.104 $mg \cdot L^{-1}$ I_1 = 0.020 $mg \cdot L^{-1}$	I_{50} = Inhibition de la photosynthèse à 50 % I_1 = Inhibition de la photosynthèse de 1 %	Jones et Winchell, 1984
Zannichellie palustre (Zannichellia palustris)	Atrazine	2 h	I_{50} = 0.091 $mg \cdot L^{-1}$ I_1 = 0.017 $mg \cdot L^{-1}$	I_{50} = Inhibition de la photosynthèse à 50 % I_1 = Inhibition de la photosynthèse de 1 %	Jones et Winchell, 1984
Ruppie maritime (Ruppia maritima)	Atrazine	2 h	I_{50} = 0.102 $mg \cdot L^{-1}$ I_1 = 0.020 $mg \cdot L^{-1}$	I_{50} = Inhibition de la photosynthèse à 50 % I_1 = Inhibition de la photosynthèse de 1 %	Jones et Winchell, 1984

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Druée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Potamot (Potamogeton perfoliatus)	Atrazine	4 sem.	I_{50} = 0.130 mg·L^{-1}	I_{50} = Inhibition de la photosynthèse à 50 %	Kemp et coll., 1985
Zostère marine (Zostera marina)	Atrazine	21 jours	50 % de mortalité à environ 0.1 mg·L^{-1}	Salinité = 19 à 22 g·L^{-1}	Delistraty et Hershner, 1984
Élodée du Canada (Elodea canadensis)	Atrazine	3 à 6 sem.	Inhibition à 50 % de la croissance à 0.80 et 0.109 mg·L^{-1}; 1 % d'inhibition à 0.003 et 0.012 mg·L^{-1}		Forney et Davis, 1981
Vallisnérie américaine (Vallisneria americana)	Atrazine	3 à 6 sem.	50 % d'inhibition de la croissance à 0.532, 0.414 et 0.163 mg·L^{-1}; 1 % d'inhibition à 0.005, 0.014, 0.008 et 0.004 mg·L^{-1}		Forney et Davis, 1981
Potamot (Potamogeton perfoliatus)	Atrazine	3 à 6 sem.	50 % de mortalité à 0.053 mg·L^{-1}; 50 % de diminution du poids sec à 0.907 mg·L^{-1}; 50 % de diminution de longueur à 0.474 mg·L^{-1}	1 % de mortalité à 0.011 mg·L^{-1}; 1 % de diminution en poids sec à 0.004 mg·L^{-1}; 1 % de diminution de la longueur à 0.006 mg·L^{-1}	Forney et Davis, 1981
Myriophylle blanchissant (Myriophyllum spicatum)	Atrazine	3 à 6 sem.	50 % d'inhibition à 1.104 mg·L^{-1}; 1 % d'inh. à 0.044 mg·L^{-1}		Forney et Davis, 1981

Tableau B-1. (suite)

Organisme	Agent chimique ou formulation	Durée d'exposition	Effets[1]	Commentaires	Référence[2]
Thalassia testudinum	Atrazine (qual. tech.)	40 h	Inhibition à 50 % de la prod. de O_2 à 0.32 $mg \cdot L^{-1}$; 15.8 % à 0.1 $mg \cdot L^{-1}$; 77.2 % à 0.5 mg/L	Salinité = 30 $g \cdot L^{-1}$	Walsh et coll., 1982
Potamot pectiné (Potamogeton pectinatus)	Atrazine 4L^{R} (40.8 % d'atrazine)	48 h	Inhibition significative de la croiss. à 0.10 $mg \cdot L^{-1}$		Hartman et Martin, 1985
Zostère marine (Zostera marina)	Atrazine	21 jours	Inhibition à 50 % de l'allongement des pousses à 0.410 $mg \cdot L^{-1}$; moitié moins de feuilles à 0.060 $mg \cdot L^{-1}$	Salinité inconnue	Hershner et coll., 1983

Annexe C

Sommaire des études sur les microcosmes qui ont trait à l'exposition à l'atrazine

Tableau C-1. Résumé des études sur les microcosmes qui ont trait à l'exposition à l'atrazine

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Quarante-deux aquariums en verre de 50 L; 32x26x48 cm. Potamogeton perfoliatus ou Myriophyllum spicatum (dans des aquariums distincts) Eau filtrée (5 µm) et sédiments de la baie de Chesapeake, 8 cm de profond	Salinité : 8 à 12 $g \cdot L^{-1}$ T° : 21.5 ± 1.5 °C Lumière : 150 à 200 $\mu E \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$ Photopériode : 14L:10D O.D. : 3.4 $mg \cdot L^{-1}$ Période dév. : 7 sem. Période d'essai : 4 sem.	Qualité technique; dissoute dans 100 mL de méthanol pour des concentrations finales dans le microcosme de 5, 50, 100, 500 et 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$. Une exposition.	P. perfoliatus : ≥ 50 $\mu g \cdot L$ a causé une réd. sign. de la prod. de O_2 dans les semaines 1 et 2 après traitement; 5 $\mu g \cdot L^{-1}$ a causé une réd. sign. dans les sem. 2 et 3. ≥ 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ a causé perte sign. de biomasse dans sem. 4 après traitement; ≥ 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ a causé perte sign. de biomasse dans sem. 1. M. spicatum : ≥ 50 $\mu g \cdot L^{-1}$ a causé réd. sign. prod. de O_2 dans sem. 1 et 2 après traitement; 5 $\mu g \cdot L^{-1}$ a causé augm. sign. de prod. de O_2; > 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ a causé perte sign. de biomasse dans sem. 1 à 4; aucun effet sur la biomasse à ≤ 100 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Kemp et coll., 1985
Seize bocaux de 4 L; 3.8 L d'eau (mélange d'eau reconstituée normalisée et d'eau de marécage naturelle, 8/1 v/v) et de sol saturé d'eau dans un rapport de 9/1 v/v; Lemna sp., Ceratophyllum sp., Elodea sp. Communautés naturelles d'invertébrés et d'algues (formées dans chaque microcosme et avec ensemencement croisé) Daphnia magna (25 adultes) introduite dans chaque microcosme à 48 h avant le traitement; ajout continuel de 25 adultes lorsque la population passe à moins de 5 adultes.	Lumière : 1400 lux Photopériode : 16L:8D Période de dév. : plusieurs sem. T° : 20 ± 1 °C Période d'essai : 30 jours.	Qualité technique; poudre mouillable active à 85.5 %; conc. finale dans le microcosme de 10, 100 et 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ ma. introduite dans le microcosme avec du sol en bouillie. Une exposition.	Pour toute conc., viabilité de D. magna pas sign. diff. des témoins; tests de toxicité chronique 7 jours sur D. magna de microscomes des tests ont montré qu'une dose de 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ a peu d'effet sur le cycle biol. après 30 jours dans le microcosme; les traitements à 100 et 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ ont réduit la croissance algaire de 40 % selon le bioessai algaire normalisé après 30 jours. Réduction immédiate de la prod. primaire brute à 10 et 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ après introd. d'atrazine. Récupération O.D. dans 10 $\mu g \cdot L^{-1}$ après 7 jours. Biomasse des macrophytes réduite de 50 % à 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ après 30 jours. Le traitement à 1000 $\mu g \cdot L^{-1}$ a provoqué augm. de conductivité et d'alcalinité, et réd. de pH.	Johnson, 1986

add. = addition
comp. spéc. = composition spécifique
conc. = concentration(s)
diam. = diamètre
dim. = diminution
exp = expérience
inh. = inhibition
O.D. = oxygène dissous
période de dév. = période de développement
prod. = productivité ou production
réd. = réduction
sem. = semaine(s)
sign. = significatif ou significativement

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Aquariums de verre sans joints (20x30x18 cm); couche de 0.5 cm de sédiments d'étang; 7 L d'eau d'étang; inoculum de plancton pris au filet et de aufwuchs d'un étang à l'état naturel. Agitation permanente des microcosmes avec des agitateurs à chaîne, 50 t·min^{-1}. Chaque microcosme avec son propre circuit d'alimentation en mat. nutritives à 0.6 mL·min^{-1}; durée de séjour de 8.1 jours.	T° : 19 à 24.5 °C Lumière : 6500 lux Photopériode : 12L:12D Période d'essai : Exp. 1 : 12 jours Exp. 2 : 7 jours Période dév. : 39 sem. Note : description du protocole expérimental excessivement complexe et source de confusion.	Exp.1 : 50, 500 et 5000 µg·L^{-1} d'atrazine Exp.2 : 0.5, 5 et 100 µg·L^{-1}. En outre, enrichissement ponctuel en atrazine à différents moments pour faire passer la conc. totale à 100 µg·L^{-1}; dans les tests de l'exp. 2, à 0.5 µg·L^{-1}.	Dim. sign. de la prod. de O_2 à 50 µg·L^{-1} et plus. Aucune différence observée quant à la structure de la communauté de l'exp. 2 à 0.5 et 5 µg·L^{-1}.	Brockway et coll., 1984.
Six aquariums de verre de 700 L; 1.8x0.6x0.8 m; eau d'estuaire filtrée (5 µm); sédiments d'estuaire 12 cm d'épaisseur; Potamogeton perfoliatus (75 plantes par microcosme)	T° : 22 à 26 °C Salinité : 9.5 à 10.5 g·L^{-1} Photopériode : 14L:10D Période dév. : 3 sem. Période d'essai : 30 jours.	2 traitements : 86 et 860 mg d'atrazine; dissolution dans 100 mL d'acétone chaque fois; 100 kg de sédiment sec ajouté après extraction de l'acétone et avant addition du sédiment dans les microcosmes; conc. de 86 mg donne une exposition de 130 à 140 µg·L^{-1}; 860 mg donne une exposition de 1100 à 1310 µg·L^{-1}.	À 130 à 140 µg·L^{-1}, réduction significative de la photosynthèse dans sem. 1 avec récupération sign. à la sem. 4; à 1100 à 1310 µg·L^{-1}, réduction significative de la photosynthèse durant l'entière période post-traitement (4 sem.). Diminution significative de la densité des tiges avec feuilles à la conc. 1100 à 1310 µg·L^{-1} entre sem. 5 et 7; densité finale de pousses environ 20 % de celle chez les témoins. Baisse sign. de la biomasse végétale totale dans les deux traitements à la sem. 2.	Cunningham et coll., 1984

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Aquariums de verre; 50x25x30 cm; 6 kg de sédiments (secs); 25 L d'eau de puits plus mélange de sel Instant Ocean; Zannichellia palustris, Potamogeton pectinatus, Zostera marina et Vallisneria americana	Lumière : 100 $\mu E \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$ pH : 8 T° : variable selon l'essai Période d'essai : plusieurs semaines (durée exacte non indiquée)	Exp. 1 : 75 et 650 $\mu g \cdot L^{-1}$ Exp. 2 : 1.3, 12, 120 et 1060 $\mu g \cdot L^{-1}$	Exp. 1 : Z. palustris : production O_2 sign. inhibée aux deux conc.; V. americana : inh. sign. à forte conc.; P. pectinatus et Z. marina : inh. sign. aux conc. élevées, mais stimulation sign. aux conc. inf.; Exp. 2 : V. americana : mortalité rapide et complète à 1060 $\mu g \cdot L^{-1}$; taux de mortalité plus lent, mais complet en 30 jours à 120 $\mu g \cdot L^{-1}$; 50 % de mortalité en 47 jours à 12 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Correll et Wu, 1982
Aquariums de verre à enveloppe à eau de 40 L; sol non contaminé (6 à 7 cm d'épaisseur), Zannichellia palustris (200 par microcosme), eau de puits et mélange de sel Instant Ocean.	T° : 23 °C Photopériode : 16L:8D Salinité : 5 $g \cdot L^{-1}$ pH : 8 Période dév. : 0 Période d'essai : 4 sem.	L'atrazine ajoutée en solution conc. dans le méthanol et mélangée dans le sol	Production nette de O_2 et photosynthèse brute sign. inhibée par l'atrazine dans les sédiments de fond (0.5 à 2 $mg \cdot kg^{-1}$) et dans l'eau (0.1 à 1.4 $mg \cdot kg^{-1}$). Les plantes exposées à 2 $mg \cdot L^{-1}$ et plus dans les sédiments sont mortes après 14 jours.	Correll et coll., 1978
Pots en pyrex (0.56 à 1.0 L) à couvercles de polyéthylène; 5 g (poids sec) de sédiments benthiques, 10 mL d'eau reconstituée, 10 Daphnia magna du 1er instar, 10 Chironomus riparius du 1er instar ainsi qu'une population indigène d'autres cladocères, ostracodes, vers tubificidés, algues filamenteuses, lenticules mineures et autres macrophytes.	T° : 18 à 23 °C Photopériode : 16L:8D Lumière : 0.75 à 0.87 $\mu E \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$ Période dév. : 2 sem. Période d'essai : 6 sem.	Atrazine ajoutée sous forme de mélange en suspension de sédiments dans l'eau (95.1 % de l'atrazine totale dans l'eau). L'atrazine était un mélange d'atrazine non marquée et de ^{14}C-atrazine pour une dose totale d'environ 40 $\mu g \cdot L^{-1}$ (ce qui comprend l'apport direct de 4 μg d'atrazine dissoute dans l'acétone).	La disparition de l'atrazine dans l'eau suivait sensiblement la cinétique biphasique de la sorption dans les sédiments, mais avec une part de volatilisation et de dégradation. À la fin de 6 sem., 50 % de l'atrazine totale dans le microcosme se trouvait dans l'eau, 40 % dans les sédiments; les plantes et invertébrés contenaient chacun moins de 1 %. La plus forte conc. dans les éléments du microcosme a été trouvée dans les algues et les microphytes, la 2e des conc. les plus fortes trouvée dans les larves de cécidomye, la 3e dans les sédiments. La plus faible conc. observée dans l'eau.	Huckins et coll., 1986

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Seize aquariums en verre de 11 L avec circulation continuelle d'eau de robinet déchlorée; assemblage de périphyton obtenu dans des rivières locales et incubation en labo. pendant plusieurs sem.	24 h de rétention à un volume d'entreposage de 7.5 L Photopériode : 12L:12D T° : 25 °C Période dév. : 6 sem. Période d'essai : 4 sem. et période de récupération de 3 sem.	50, 100 et 150 $\mu g \cdot L^{-1}$ ajoutés une fois par jour pendant 4 sem. Atrazine dissoute dans le méthanol.	À toute conc., réduction sign. de la conc. en O.D., mais retour à 9[illegible] % du niveau initial 48 h après l'interruption de l'apport d'atrazine. À toutes les conc., l'atrazine provoquait une réd. sign. de nitrate durant les périodes d'exposition. Après l'interruption de l'atrazine, les conc. de nitrate sont retournées à 90 % des niveaux de prétraitement.	Rocchio et Malanchuk, 1986
Cuves en plastique de 35 cm de diam. avec couche de 10 cm de sol : 7.6 L d'eau. Effet de marée simulé; algues édaphiques; crabes appelants (Uca pagnax); (étude en labo).	Salinité : 20 $g \cdot L^{-1}$ Le microcosme était inondé avec de l'eau contenant de l'atrazine 2 fois par jour pendant 5 jours. Eau dans les réservoirs simulant l'eau de marée était remplacée après 5 jours par de l'eau sans atrazine	Atrazine versée dans l'eau de marée à 2.16 $mg \cdot L^{-1}$. Une seule application.	Réduction de la productivité primaire et de la teneur en chlorophylle de la couche 0 à 5 mm de sol en février 1977. Le nombre de cellules et la teneur en chlorophylle des algues de surface non affectés. En avril, la teneur en chlorophylle de ces algues était réduite, mais pas celle dans le sol. Peu d'effet sur la structure de la communauté.	Plumley et Davis, 1980
Cuves en plastique de 29 cm de profond et de 36 cm de diam., remplies à 15 cm de sol pris à la surface des berges d'un ruisseau. Cuves partiellement enfouies de sorte que le niveau du sol à l'intérieur de la cuve correspondait à peu près au niveau du sol environnant. Un trou de 3 cm de diam. permettait à l'eau de marée d'entrer dans les cuves et de se retirer (étude sur le terrain).	Période de dév. : 7 jours; pour l'application d'atrazine, les cuves étaient transportées plus haut et inondées 2 fois par jour pendant 5 jours avec une solution d'atrazine à 2.16 $mg \cdot L^{-1}$.	Comme ci-dessus.	Accumulation du carbone dans les algues édaphiques sign. réduite à 7 et 18 jours après le traitement. La présence des cuves de plastique a eu un effet sign. sur la structure de la communauté lors de l'étude sur le terrain.	Plumley et Davis, 1980

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Douze cylindres d'aluminium, 1.8 m de diam. et 90 cm de haut., enfoncés 15 cm dans le sol (75 cm dépassent). Un trou unique de 5 cm (avec écran) permettait l'entrée et la sortie d'eau de marée; des crabes (Uca pugnax) étaient contenus dans les cylindres. (Étude sur le terrain en estuaire)	Non indiquées.	Atrazine appliquée dans 500 mL d'eau à 100, 1000 et 10 000 $mg \cdot L^{-1}$ (0.05, 0.5 et 5.0 $g \cdot m^{-2}$). Une seule application.	Accumulation du carbone par les algues édaphiques sign. réduite à 0.05 et 0.5 $g \cdot m^{-2}$ 16 jours après le traitement. À 5.0 $g \cdot m^{-2}$, inhibition de l'accumulation du carbone jusqu'au jour 42.	Plumley et Davis, 1980
Entonnoir buchner de 12 cm de diam., contenant du sol d'un marais salant et relié par un tube à une bouteille de 1 L contenant 750 mL d'eau de mer. La bouteille est soulevée et abaissée pour inonder et drainer le sol (2 fois par jour pendant 20 jours). Feuilles de Spartina alterniflora prises sur des plantes qui avaient poussé dans une solution d'atrazine marquée au ^{14}C pendant 2 jours, ensuite dans une solution nutritive sans atrazine pendant 3 jours. Feuilles sèches placées sur le sol dans l'entonnoir.	Avant l'exposition à l'atrazine, les plantes de S. alterniflora avaient été cultivées dans une chambre de croissance Photopériode : 14L:10D T° : 28 °C (lumière) 24 °C (obsc.) Lumière : 35 lux Période d'essai : 20 jours.	Plantes de S. alterniflora cultivées dans une solution de ^{14}C-atrazine à 0.26 $mg \cdot L^{-1}$.	Durant la période d'essai de 20 jours, une diminution de la quantité de matières solubles dans le chloroforme a correspondu à une augm. des métabolites de l'atrazine solubles dans l'eau. Environ 67 % de la radioactivité totale initiale dans les feuilles de S. alterniflora a été récupérée dans l'eau de mer qui servait à inonder les feuilles et le sol du microcosme. Environ 11 % de la radioactivité totale a été récupérée dans le sol.	McEnerney et Davis, 1979

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Cuves en plexiglass de 49x49x30 cm divisées en 2 parties (réservoir d'eau et chambres de sédiments). Chambres de sédiments remplies de sédiments d'origine estuairienne sans atrazine et divisées en 3 compartiments (2 souterrains, 1 de surface). Un quatrième compartiment (de surface et pente de 40 % de sédiments non traités) contenait de la ^{14}C-atrazine. Des parties aliquotes de sédiments traités (25 g) ont également été placées dans des béchers soumis à une submersion continuelle. 17 L d'eau d'estuaire à 9.5 ppt de salinité par microcosme. Aucun macro-organisme présent.	2 périodes d'inondation par jour. Autres conditions non indiquées. Référence à Caplan et coll., 1984, pour plus de détails. Teneur en mat. organiques des sédiments : 11.2 %. Expérience de 35 jours.	4^{e} compartiment de sédiments traités contenait 25 g de sédiments à 4 mg·kg^{-1} d'atrazine. Les béchers contenaient la même conc.	Environ 17 % de ^{14}C total s'était déplacé de la partie traitée à la partie non traitée après 3 jours. Peu de mouvements additionnels par la suite. 1 à 3 % de ^{14}C a descendu la pente jusque dans les sédiments non traités. La dimin. de l'efficacité de l'extraction dans le temps correspondait à l'augm. de ^{14}C récupérée par oxydation. Les extraits provenant des sédiments soumis à l'effet de marée et de ceux continuellement submergés donnaient 89 % d'atrazine au jour 1 et 18 % au jour 35. À ce jour, 54 % de la radioactivité totale était représentée par les métabolites. Seulement 1.3 % et 2.7 % de la radioactivité extractible correspondait à l'atrazine dans les sédiments soumis à l'effet de marée et ceux submergés, respectivement, au jour 35.	Isensee, 1987
Six limnocoraux de 125 m^{3}, 5x5x5 m, comprenant des sédiments; dans 10.3 ha d'un lac mésotrophe; périphyton provenant du lac et ajouté sur des bandes de PVC.	Conditions naturelles : Exp. 1 : août à déc. 1982 Exp. 2 : août 1983 à juin 1984 Période de dév. du périphyton : Exp. 1 : 53 jours Exp. 2 : 39 jours Période d'essai : Exp. 1 : 56 jours Exp. 2 : 223 jours	Exp. 1 : 2 coraux à 1.56 mg·L^{-1}; 2 coraux à 0.14 mg·L^{-1}, dans les 2 cas, des doses uniques. Exp. 2 : 3 coraux à 0.08 mg·L^{-1}, 2 doses, à 35 jours d'écart	Toutes les doses ont conduit à un déclin de la prod. nette, du nombre de cellules, du nombre de taxons, de la chlorophylle a, et de l'absorption de ^{14}C. Le périphyton s'est vite remis (21 jours) en termes de productivité, à toutes les doses. Différents éléments de la communauté du périphyton ont récupéré à des taux différents (p. ex., chlorophytes ont récupéré une dose de 0.08 mg·L^{-1} à la fin de l'exp. 2 en 223 jours).	Hamilton et coll., 1987

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Simulateurs de lac; colonnes en acier inoxydable, 4.5 m de haut, 1 m de diam.; 3336 L d'eau (à 4.25 m de hauteur). Phytoplancton de cultures par lots de plusieurs espèces; zooplancton (Daphnia magna); poissons (Lebistes reticulata)	Photopériode : 15L:9D Lumière : 175 à 225 $\mu E \cdot m^{-2} \cdot s^{-1}$ T^{O} : 20 à 22 °C (Exp. 1) 25 et 26 °C (Exp. 2) Période d'essai : 40 jours.	Exp. 1 : 7 doses appliquées aux 2 jours, 4 sem. après avoir ajouté les algues. Faible dose = 3.49 mg par dose; forte dose = 24.9 mg par dose. Exp. 2 : 3 doses en 5 jours; faible dose = 9.9 mg par dose, forte dose = 99.0 mg par dose. Note : Pour les doses dans exp. 1 et exp. 2, utilisation de AAtrex^{R} (90 % d'atrazine).	Exp. 1 : Réduction de la conc. en chlorophylle a après les 2 doses jusqu'au jour 15, avec augm. subséquente. Même chose avec le carbone organique sous forme de particules. Exp. 2 : Réduction de la conc. de chlorophylle a et de carbone organique en particules dans les colonnes témoin. Exp. 1 et exp. 2 : la conc. d'atrazine dans l'eau non filtrée était 10 fois supérieure dans la couche de 2.0 m supérieure que dans la couche de 2.0 m inférieure de la colonne. Exp. 2 : 85 % de l'atrazine totale dans l'eau était «soluble» (c.-à-d. franchissait des filtres de fibre de verre). Exp. 1 : Résidus d'atrazine non détectés chez D. magna (forte dose); 0.2 $mg \cdot kg^{-1}$ chez le poisson (forte dose); résidus les plus importants dans les matières sédimentées (21.3 $mg \cdot kg^{-1}$) à forte dose. Conc. dans l'eau (non filtrée) : 12.1 et 0.6 $\mu g \cdot L^{-1}$ (niveaux supérieur et inférieur, respectivement) à faible dose; 125 et 14.1 $\mu g \cdot L^{-1}$ (niveaux supérieur et inférieur, respectivement) à forte dose. Facteurs de bioconcentration de 20x pour particules en suspension, 170x pour les particules sédimentées et 2x chez le poisson. Exp. 2 : Atrazine chez D. magna à 9.3 $mg \cdot kg^{-1}$ (facteur de bioconcentration de 454x) à faible dose. Aucun zooplancton à forte dose. Atrazine chez les poissons à 0.4 et 2.1 $mg \cdot kg^{-1}$ (doses faible et forte, respectivement), avec facteurs de bioconcentration de 20x et 9x (doses faible et forte, respectivement). Conc. dans l'eau de 20.5 et 1.9 $\mu g \cdot L^{-1}$ (niveaux supérieur et inférieur, respectivement) à faible dose; 221.4 et 7.6 $\mu g \cdot L^{-1}$ (aux niveaux supérieur et inférieur, respectivement) à forte dose.	Millard et coll., 1979

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Cultures d'une seule algue diatomée (Nitzschia actinastroides) cultivée en présence d'atrazine. Diatomées données à manger à des patelles (Ancylus fluviatilis), elles-mêmes données à des sangsues (Glossiphonia complanata). Étude faite dans des contenants de verre dont la nature n'est pas précisée.	Pour les cultures algaires : T^{o} : 20 °C Lumière : 8000 lux Photopériode : écl. continuel Solution nutritive : Chu n° 12	50 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans les cultures de diatomées sous forme de ^{14}C-atrazine	Les facteurs de conc. d'atrazine dans les diatomées dépendaient de l'âge de la culture, mais étaient généralement juste en-dessous de 295x (en poids sec). Les patelles qui se nourrissent d'algues contaminées à l'atrazine avaient des facteurs de conc. (d'atrazine) à peine supérieurs à ceux de patelles non nourries, mais exposées à l'atrazine dans l'eau. Il n'a pas été constaté d'amplification dans la chaîne alimentaire ni de bioconcentration de l'atrazine avec des patelles qui se nourrissaient d'algues contaminées à l'atrazine.	Streit, 1979
Microcosmes de Taub : 10 sp. algaires; 2 sp. de protozoaires; 1 sp. d'amphipode, 1 sp. d'ostracode; 1 sp. de daphnie et diff. champignons et bactéries; 3 L de milieu synthétique; 200 g de sable de silice enrichi de 0.5 g de chitine broyée et de 0.5 g de cellulose broyée; pots à conserve de 3.7 L et à grand goulot.	Période dév. : 7 jours Période d'essai : 2 mois T^{o} : 20 ± 1 °C Écl. : 900 pi-cd Photopériode 12 L:12 D	60, 100, 200, 500, 1000 et 5000 $\mu g \cdot L^{-1}$ (une exposition par conc.)	L'absorption de $^{14}C\text{-}HCO_3^-$ a diminué immédiatement après les traitements à l'atrazine; la récupération a commencé après 10 jours avec les traitements à 60 et 100 $\mu g \cdot L^{-1}$; légère récupération avec le traitement à 200 $\mu g \cdot L^{-1}$; dim. permanente dans les autres. Stimulation apparente de la prod. de chlorophylle *a* dans les traitements à 60 à 200 $\mu g \cdot L^{-1}$; réd. sign. de chlorophylle *a* à 1000 et 5000 $\mu g \cdot L^{-1}$. Avec conc. de 200 $\mu g \cdot L^{-1}$ ou plus, inh. de l'augm. de l'O.D. et de la dim. à l'obscurité; à 60 et 100 $\mu g \cdot L^{-1}$, inh. moins apparente et intermittente.	Larsen et coll., 1986
Comme ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Comme ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Comme ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	2 types généraux de réponses au niveau des communautés; l'un associé aux fortes conc. (500 à 5000 $\mu g \cdot L^{-1}$), l'autre aux faibles conc. (60, 100 et 200 $\mu g \cdot L^{-1}$). À forte conc., déclin immédiat et suppression durant l'expérience. À faible conc., effets apparents (dépression), mais non stables durant 60 jours d'essais. Une récupération partielle des microcosmes à faible conc. a été remarquée à la fin du jour 53 (après traitement).	Stay et coll., 1985

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Étangs expérimentaux de 0.045 ha de superficie, 2 m de profondeur et 470 m^3 de volume. Eau et plancton provenant d'un réservoir adjacent de 0.33 ha alimenté par l'eau d'un puits. Addition de crapets arlequins (Lepomis macrochirus), de barbues de rivière (Ictalurus punctatus), d'aloses à gésier (Dorosoma cepedianum) et de Ctyenopharyngodon idella (dans Exp. 2, étude 1981). Des macrophytes aquatiques variées ont envahi les étangs.	Non indiquées.	Exp.1 : Expositions à 20 et 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ au cours d'une seule saison de croissance (1979) Exp. 2 : Étude de 3 ans avec expositions à 20, 100, 200 et 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ en doses annuelles (1981-1984).	Exp. 1 : À 500 $\mu g \cdot L^{-1}$, dépression immédiate de l'absorption phytoplanctonique de $^{14}C\text{-}HCO_3^-$, suivie d'une récupération et d'une dépression. Exp. 1 trop brève pour permettre de déterminer si l'absorption de $^{14}C\text{-}HCO_3^-$ revenait aux niveaux des témoins. Pas d'effet net sur la photosynthèse à 20 $\mu g \cdot L^{-1}$. Exp. 2 : À 100 et 200 $\mu g \cdot L^{-1}$, diminution immédiate et sign. de l'absorption de $^{14}C\text{-}HCO_3^-$ pendant 2 sem., suivie d'un retour aux niveaux des témoins pendant 2 semaines, suivie d'une dépression de l'absorption de ^{14}C pendant 4 mois. Après 4 mois, ^{14}C pas diff. de ce qu'il était dans les témoins. Quant à la chlorophylle a, pas d'effet net des traitements (comme avec $^{14}C\text{-}HCO_3^-$) à 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ et plus, mais inhibition à long terme observée. Pas d'effet observé à 20 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Larsen et coll., 1986
Comme ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Période d'essai : 136 jours	Expositions à 20 et 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ au cours d'une seule saison de croissance (1979). Comme à Exp. 1 ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Seuls le pH et l'O.D. affectés par l'atrazine; importance non indiquée. À 20 $\mu g \cdot L^{-1}$, l'absorption de $^{14}C\text{-}HCO_3^-$ et la biomasse algaire ont décliné sign. dès le jour 2, mais sont retournées au niveau des témoins dès le jour 7 et y sont restées jusqu'au jour 63. À 500 $\mu g \cdot L^{-1}$, l'absorption de $^{14}C\text{-}HCO_3^-$ et la biomasse algaire ont été en moy. inf. aux valeurs dans les étangs témoins pour l'ensemble de l'étude (136 jours). La succession des sp. phytoplanctoniques modifiée aux deux conc. La structure des communautés zooplanctoniques a été modifiée aux deux conc., apparemment en réponse à des changements dans la communauté phytoplanctonique. Croiss. des plantes vasculaires aquatiques également réduite aux deux conc.	deNoyelles et coll., 1982, et deNoyelles et Kettle, 1985

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Comme ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Période d'essai : 3 ans	20, 100, 200 et 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ avec doses annuelles sur 3 ans	Turbidité moy. accrue sign. avec conc. accrue. Prod. de macrophytes aquatiques abaissée avec l'augm. de conc. Réd. sign. de l'abondance de cécidomyes émergentes à 20 $\mu g \cdot L^{-1}$. Déclin sign. des espèces d'insectes benthiques en richesse, en répartition et en émergence totale avec les traitements à l'atrazine. Insectes non prédateurs ont souffert davantage que les insectes prédateurs. Les périodes d'émergence de plusieurs insectes herbivores ont également été modifiées par l'atrazine.	Dewey, 1986
Comme ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Période d'essai : 136 jours	Expositions à 20 et 500 $\mu g \cdot L^{-1}$ en dose unique durant la saison de croissance (1979). Comme à Exp. 1 ci-dessus (Larsen et coll., 1986)	Des 3 espèces de poissons introduites, seul le crapet arlequin s'est reproduit durant l'étude. Le nombre de jeunes des étangs traités a été sign. moins que dans les témoins. Mortalité pas sign. diff. d'un étang à l'autre. Contenus stomacaux sign. diff. entre sujets des étangs traités et sujets témoins, en termes de diversité et de quantité. Le recouvrement par les macrophytes a diminué d'environ 86 % dans les étangs traités avec 20 $\mu g \cdot L^{-1}$ et de plus de 95 % dans les étangs traités à 500 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Kettle et coll., 1987

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Neuf tubes opaques en PVC, 50 cm de diam. et contenant environ 180 L d'eau; placés dans un étang de 7 ans (environ 4x2.5 m et 0.8 m de profondeur). Tubes enfoncés de 0.3 m dans les sédiments. Phytoplancton provenant de l'étang.	Période dév. : 3 sem. Période d'essai : 19 sem.	1.08 mg, ce qui donne une conc. dans l'eau de 200 $\mu g \cdot L^{-1}$	Déclin prononcé de la conc. en O.D., jusqu'à la limite de détection (non indiquée) en 5 jours suivant le traitement. À 40 jours, O.D. dans les étangs traités semblable à celui des témoins. Le pH des étangs traités sign. inférieur immédiatement après le traitement, jusqu'à 29 jours après celui-ci; ensuite, pH non différent de celui des témoins. La conductivité s'est accrue au-delà de la valeur chez les témoins entre le jour 5 et le jour 125 après le traitement. Appauvrissement des taxons phytoplanctoniques peu de temps après le traitement. 32 espèces (7 phylums) étaient trouvées dans les microcosmes avant le traitement. Après, seulement 2 phylums ont survécu (espèces survivantes non indiquées). Augm. sign. des rotifères Keratella sp. 3 jours après le traitement, ensuite dim. jusqu'en dessous des conc. observées chez les témoins entre 7 et 30 jours après le traitement.	Lay et coll., 1984 et Peichl et coll., 1984.
Tubes de PVC, 1.25 m de diam. et contenant environ 980 L, dans un étang (environ 15X15 m et 0.8 m de profondeur); tubes enfoncés de 0.3 m dans les sédiments.	Période d'essai : 50 jours	10 $\mu g \cdot L^{-1}$	Confirmation des rapports précédents (Peichl et coll., 1984) à l'effet que les changements dans les populations de rotifères sont attribuables à des variations dans les populations phytoplanctoniques.	Peichl et coll., 1985

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Limnocoraux (5x5x5 m) dans lac mésotrophe en Ontario. Sédiments lacustres partie du microcosme. Suppléments nutritifs ajoutés chaque semaine.	Période dév. : 3 sem. Période d'essai : 329 jours	Applications d'atrazine le 1er juin 1983 et le 6 juillet 1983 pour donner 100 $\mu g \cdot L^{-1}$ à chaque application. Les conc. variaient entre 80 et 400 $\mu g \cdot L^{-1}$ après le traitement de juin. Les conc. ont augmenté de 20 à 30 % après le traitement en juillet.	Aucun effet physique ou chimique sign. apparent après le traitement de juin. Le traitement de juillet a causé une réd. sign. de l'O.D. et des augm. sign. de transparence, de carbone inorganique dissous et d'azote NO_2-NO_3. Tous les paramètres sauf l'azote étaient revenus aux valeurs des témoins à la fin de l'expérience. Les traitements ont sign. réduit la biomasse périphytonique, mais l'effet n'a pas été régulier dans le temps. Aucun effet sign. sur la chlorophylle avant le traitement de juillet. Après, les résultats dans les parcelles traitées étaient inférieurs à ceux des témoins, mais pas toujours de manière sign. La comp. spéc. a été modifiée. Le traitement de juin a supprimé les algues bleues; le traitement de juillet a généralement réduit les algues vertes et les diatomées. Pas de rétablissement de la biomasse. Absorption de ^{14}C réduite seulement après le traitement de juillet.	Herman et coll., 1986
Étangs de ferme I (0.49 ha), III (0.63 ha) et IV (0.56 ha). Crapet arlequin (Lepomis macrochirus) Phyto et zooplancton, écrevisses (sp. non indiquées), et têtards (sp. non indiquées)	Période d'essai : 2 ans	AAtrex 4L^{R}, 43 % d'atrazine ajoutée en juillet 1973 aux étangs I et III à 0.30 $mg \cdot L^{-1}$ et encore en mai 1974.	Résidus d'atrazine (165 à 353 $\mu g \cdot L^{-1}$) dans tous les éléments du microcosme à l'exception des têtards, immédiatement après le traitement. Résidus ont diminué légèrement durant la saison de croissance, mais encore présents à la fin. Avant le traitement en 1974, faibles niveaux de résidus (p. ex., 21 $\mu g \cdot L^{-1}$ ou moins) trouvés dans l'eau et la boue, mais pas dans les organismes. La même évolution a été observée après le traitement de 1974. Amplification biologique non observée.	Klaassen et Kadoum, 1979

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Simulateur écosystémique aquatique de l'EPA des États-Unis (AEcoS). Pièce aux conditions ajustées comptant quatre chenaux (cours d'eau artificiels). Périphyton établi à partir de plancton d'un étang et de sédiments côtiers.	Période de dév. : 43 jours Débit : 250 L par jour T^{o} : 15 °C Photopériode : 12 L - 12 D Lumière : 8608 lux Période d'essai : 37 jours (récupération de 21 jours)	100 $\mu g \cdot L^{-1}$, conc. gardée pendant 14 jours	Quelques heures après l'add. d'atrazine, la productivité nette avait rapidement passé à 23 % des valeurs observées dans les témoins, sur une base quotidienne. Léger effet sur la respiration de la communauté avec de légères augm. de la respiration nocturne. Plusieurs changements dans la structure de la communauté, notamment une densité et une diversité appauvries d'algues, une composition spécifique altérée et une réduction des taux d'accumulation de la biomasse. Rétablissement rapide de la productivité nette durant la période de récupération (post-traitement), ce qui semble indiquer que l'atrazine est algistatique. Rétablissement faible à partiel seulement dans la période de rétablissement.	Hamala et Kollig, 1985.
Comme ci-dessus (Hamala et Kollig, 1985)	Comme ci-dessus (Hamala et Kollig, 1985)	Comme ci-dessus (Hamala et Kollig, 1985)	Fluctuations diurnes normales de pH de 1.9 (c.-à-d. de 7.3 à 9.2) réduites à 0.5 immédiatement après le traitement. Le rétablissement a commencé immédiatement après qu'on ait arrêté d'ajouter de l'atrazine; rétablissement à 90 % des témoins en 10 jours. La conc. en O.D. a évolué comme le pH, c.-à-d. 7 à 13.5 $mg \cdot L^{-1}$ avant le traitement et 3.5 à 6.5 $mg \cdot L^{-1}$, à mi-chemin du traitement, enfin, rétablissement à 6.4 à 12 $mg \cdot L^{-1}$ à la fin de l'expérience. Conc. en NO_3 sign. réduite dès le traitement, supérieure à la conc. des témoins après le traitement (environ 7 jours), ensuite retour au niveau des témoins. Pas de diff. sign. entre la conc. d'ortho-phosphate des traitements et des témoins avant que l'apport d'atrazine soit interrompu. Par la suite, les microcosmes traités avaient une conc. sign. inférieure à celle des témoins.	Malanchuk et Kollig, 1985

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Six cours d'eau artificiels construits à partir de goulottes en béton d'une pisciculture abandonnée. Eau obtenue par dérivation d'un petit cours d'eau en forêt. Colonisation par des organismes benthiques et le périphyton à partir de l'eau déviée et de substrats naturels introduits.	T^{o} : 15.5 °C (mai) à 0.5 °C (déc.) Période dév. : 2 ans Période d'essai : 30 jours durant chaque saison	Atrazine de qualité technique à 25 $\mu g \cdot L^{-1}$	Accroissement de la dérive des invertébrés (à comparer aux témoins) seulement durant l'addition estivale d'atrazine. Pas d'effet sign. sur la biomasse de périphyton (en poids sec). Pas d'effet du traitement sur la productivité primaire ou la respiration de la communauté ni sur la structure des macro-invertébrés de la communauté.	Lynch et coll., 1985
Comme ci-dessus (Lynch et coll., 1985). Colonisation biologique avec des organismes apportés avec les substrats et l'eau déviée. Des poissons (Cottus bairdi), des myes (Strophitis rugosus) et des écrevisses (Orconectes sp.) proviennent d'autres cours d'eau.	Période de dév. : 1 an T^{o} : 15.5 °C (mai) à 0.5 °C (déc.) Période d'essai : période de 30 jours durant chaque saison.	Atrazine de qualité technique et radioactive; conc. moyenne totale : 49.54 $\pm$ 39.76 $\mu g \cdot L^{-1}$.	Lorsque détectée, l'atrazine était normalement trouvée dans les substrats en conc. inférieure à 1.0 $\mu g \cdot L^{-1}$. Aucun modèle d'accumulation ou d'élimination ne pouvait être distingué. L'atrazine restait dans le substrat après 54 jours d'élimination durant les expériences d'hiver et de printemps. La conc. d'atrazine (lorsque détectée) était généralement inférieure à 3.0 $\mu g \cdot L^{-1}$ dans les biotes durant l'addition d'atrazine. Les résidus d'atrazine dans les biotes n'ont pas été trouvés durant les phases de dépuration. Lorsque calculés pour des échantillons individuels d'organismes, les facteurs de bioconcentration varaient entre 0.8 et 480 mais étaient généralement inférieurs à 50.	Lynch et coll., 1982

Tableau C-1. (suite)

Type et éléments du microcosme	Conditions du milieu	Concentration en atrazine	Résultats	Référence
Trente-deux cours d'eau artificiels à recirculation d'eau. Communautés périphytoniques dérivées de sources d'eau naturelles et d'une rivière dans un secteur agricole.	Cours d'eau installés sur le toit d'un édifice avec couvercles en fibre de verre translucide. Durant la période de colonisation (3 à 4 sem.), maintien de 0.01 $mg \cdot kg^{-1}$ d'atrazine dans la moitié des cours d'eau utilisés. Période d'essai : 2 ans.	AAtrex^{R} 80 PM; 0.1, 1.0 et 10 $mg \cdot kg^{-1}$ d'atrazine appliquée après colonisation de 3 à 4 sem.	Effets aigus sign. de l'atrazine ont conduit à une diminution progressive du volume biologique dans la séquence de traitement de 0 à 10 $mg \cdot kg^{-1}$. Il s'est produit un déclin de 27 fois le volume biologique total dans le traitement de 10 $mg \cdot kg^{-1}$ en un an. Rien n'indique de résistance induite par exposition à faible conc. Les espèces algaires différentes ont varié dans leur réponse à l'atrazine. Photosynthèse sign. diminuée par l'atrazine en conc. de 1 et 10 $mg \cdot kg^{-1}$. Indications d'une légère inhibition de la photosynthèse à 0.1 $mg \cdot kg^{-1}$.	Kosinski, 1984; Kosinski et Merkle, 1984
Comme ci-dessus (Kosinski, 1984)	Comme ci-dessus, sauf que : période de dév. : 5 sem.	AAtrex^{R} 80 PM; atrazine appliquée aux conc. de 0.1, 1.0 et 10 $mg \cdot kg^{-1}$ après période de dév.	Réd. sign. de la prod. nette de la communauté (PNC) à toutes les conc. Déclin sign. de la PNC en fonction du temps dans les cours d'eau témoins, ce qui a compliqué l'interprétation des données. Pas de diff. sign. quant au taux de respiration dans les cours d'eau recevant l'atrazine. Pas de déplacement majeur d'importance numérique des groupes algaires dominants.	Moorhead et Kosinski, 1986

Annexe D
Données sur la toxicité de l'atrazine

Tableau D-1. Effets toxiques de l'atrazine chez les oiseaux[1]

Formulation	Organisme	Nature de l'exposition	Durée de l'exposition	Effets	Commentaires	Références
Atrazine (99 % ma)	Colin de Virginie	Ingestion	5 jours (+3 jours d'observation)	CL_{50} > 5000 $mg \cdot kg^{-1}$ dans ration.	Aucune mortalité jusqu'à 5000 $mg \cdot L^{-1}$. Oiseaux de 9 jours.	Hill et coll., 1975
Atrazine (99 % ma)	Caille du Japon	Ingestion	5 jours (+3 jours d'observation)	CL_{50} > 5000 $mg \cdot kg^{-1}$ dans ration.	Aucune mortalité jusqu'à 2500 $mg \cdot L^{-1}$, 7 % de mortalité à 5000 $mg \cdot L^{-1}$. Oiseaux de 7 jours	Hill et coll., 1975
Atrazine (99 % ma)	Faisan à collier	Ingestion	5 jours (+3 jours d'observation)	CL_{50} > 5000 $mg \cdot kg^{-1}$ dans ration.	Aucune mortalité jusqu'à 5000 $mg \cdot L^{-1}$. Oiseaux de 10 jours.	Hill et coll., 1975
Atrazine (99 % ma)	Canard colvert	Ingestion	5 jours (+3 jours d'observation)	CL_{50} >5000 $mg \cdot kg^{-1}$ dans ration.	Aucune mortalité jusqu'à 2500 $mg \cdot L^{-1}$; 30 % de mortalité à 5000 $mg \cdot L^{-1}$. Oiseaux de 10 jours	Hill et coll., 1975
Atrazine (poudre mouillable 80 %)	Poulet	Ingestion par capsule	10 doses quotidiennes	Poulets traités à 0.25, 50, 100 et 250 $mg \cdot kg^{-1}$ ont eu des variations de poids de +45 %, +61 %, +24 %, +20 % et -2 % respectivement.	-	Palmer et Radeleff, 1969
AAtrex^{R}, 80 P.M.	Poulet	Ingestion	7 jours (+7 jours d'observation)	100 $mg \cdot kg^{-1}$ dans les rations. Aucun symptôme de toxicité, d'effets physiologiques nocifs apparents ni de changement quant à la production ou au poids des oeufs.	-	Foster et Khan, 1976

[1] U.S. Department of Agriculture, 1984

sem. = semaine(s)

Tableau D-1 (suite)

Formulation	Organisme	Nature de l'exposition	Durée de l'exposition	Effets	Commentaires	Références
AAtrex^{R}, 80 P.M.	Colin de Virginie	Ingestion	8 jours	CL_{50} = 5760 mg·kg^{-1} dans les rations.	-	Ciba-Geigy Chemical Corporation dans Weed Science Society of America, 1983
	Canard Colvert	Ingestion	8 jours	CL_{50} = 19 650 mg·kg^{-1} dans les rations.		
AAtrex^{R}, 80 P.M. (80 % ma)	Faisan (femelle)	Ingestion par capsule	15 doses (une par sem.)	Doses hebdomadaires de 100, 200 et 400 mg d'atrazine par voie orale sans effet sur le gain en poids, le nombre d'oeufs pondus, l'épaisseur des coquilles, la perception visuelle, la survie et le gain en poids de la génération suivante.	-	Melius, 1975
Atrazine	Colin de Virginie	Ingestion	5 jours (+3 jours d'observation)	CL_{50} = 700 à 800 mg·kg^{-1}	-	Heath et coll., 1972, extrait des données d'enregistrement de l'EPA des É.-U. et rapporté par Ghassemi et coll., 1981.

Tableau D-2. Effets toxiques de l'atrazine chez les mammifères[1]

Formulation	Organisme	Nature de l'exposition	Effets	Références
Atrazine	Rat	Dose unique	CL_{50} = 3000 mg·kg^{-1}	Bashmurin, 1974, cité par Hayes, 1982
		Dose unique	CL_{50} = 1400 mg·kg^{-1}	Gzhegotskiy et coll., 1977, cité par Hayes, 1982
Atrazine, technique (AAtrex^{R})	Rat	Dose unique	DL_{50} = 3080 mg·kg^{-1}	Geigy Agricultural Chemicals, 1971a
Atrazine, 80 P.M.	Rat	Dose unique	DL_{50} = 5100 $\pm$ 400 mg·kg^{-1}	Geigy Agricultural Chemicals, 1971b
Atrazine	Souris	Dose unique	DL_{50} = 1750 mg·kg^{-1}	Bashmurin, 1974, cité par Hayes, 1982
Atrazine, technique (AAtrex^{R})	Souris	Dose unique	DL_{50} = 1750 mg·kg^{-1}	Geigy Agricultural Chemicals, 1971a
Atrazine	Bétail	2 doses par 24 h (250 mg·kg^{-1} par dose)	Létaux	Palmer et Radeleff, 1964
Atrazine	Ovins	1 dose par 24 h (250 mg·kg^{-1} par dose)	Létaux	Palmer et Radeleff, 1964.
Atrazine	Ovins	16 doses par 24 h (100 mg·kg^{-1} par dose)	Létaux	Palmer et Radeleff, 1964
Atrazine	Ovins	199 doses par 24 h (50 mg·kg^{-1} par dose)	Létaux	Palmer et Radeleff, 1964
AAtrex, 80 P.M.	Bétail	Ingestion (12 300 mg·kg^{-1} dans le contenu du rumen)	Létaux en 6 à 8 h	Jowett et coll., 1986

[1] Adapté de U.S. Department of Agriculture (1984), avec données supplémentaires tirées de Palmer et Radeleff (1964), Jowett et coll., 1986, ainsi que Kobel et coll., 1985.

Tableau D-2 (suite)

Formulation	Organisme	Nature de l'exposition	Effets	Références
Atrazine	Rat	Injection I.P.	DL_{50} = 125 mg·kg^{-1}	Gzhegotskiy et coll., 1977, cité par Hayes, 1982
AAtrex	Bétail	400 mg·kg^{-1} par gavage	Létaux en 48 à 72 h	Kobel et coll., 1985
Atrazine, 80 P.M.	Bétail	Vaches nourries à 100 mg·kg^{-1}, en 21 jours ou à 30 mg·kg^{-1} en 28 jours.	Aucun effet observable	Geigy Agricultural Chemicals, 1971a
Atrazine	Rats	Niveaux alimentaires de 100 et 500 mg·kg^{-1} en 6 mois	Retard de croissance	Suschetet et coll., 1974
Atrazine	Ovins	Foin avec environ 500 et 760 mg·kg^{-1}, en moy., pendant 4 sem. pour absorption totale d'environ 865 et 1200 mg·kg^{-1} de poids.	Aucun effet négatif sign.	Johnson et coll., 1972
Atrazine	Veau	Foin contenant environ 500 et 760 mg·kg^{-1} pendant 4 sem.	Aucun effet négatif sign.	Suschetet et coll., 1974
Atrazine	Bétail, chien, cheval, rat	Animaux ont reçu 25 mg·kg^{-1} pendant des périodes prolongées.	Aucun effet observable	Geigy Agricultural Chemicals, 1971a
Atrazine	Rat	100 mg·kg^{-1} dans les rations en 2 ans	Aucun effet grossier ou microscopique observé.	Conseil national de recherches, 1971, cité par U.S. Department of Agriculture, 1978

Tableau D-2 (suite)

Formulation	Organisme	Nature de l'exposition	Effets	Références
Atrazine	Rat	50, 100, 200, 300, 400, 500 et 1000 $mg \cdot kg^{-1}$ dans les rations du jour 1 à gestation.	Aucun effet sur le nombre de petits par portée ou leur poids au sevrage.	Peters et Cook, 1973
Atrazine	Rat	Injection souscutanée à raison de 50, 100, 200, 800, 1000 et 2000 $mg \cdot kg^{-1}$ de poids les jours 3, 6 et 9 de la gestation.	Aucun effet sur le nombre de petits par portée jusqu'à 200 $mg \cdot kg^{-1}$. À 800 $mg \cdot kg^{-1}$ ou plus, effet embryotoxique. Des résorptions dans la plupart des portées. Jour critique du traitement : jour 6.	Peters et Cook, 1973
Atrazine	Souris	Femelles traitées à raison de 46.4 $mg \cdot kg^{-1}$ les jours 6 à 14 de la gestation.	Pas d'augm. sign. d'anomalies foetales dans les 3 souches de souris testées.	Mrak, 1969, cité dans Hayes, 1982
Atrazine	Ovins	Brebis traitées à 15 $mg \cdot kg^{-1}$ par jour durant toute la gestation.	Aucun effet négatif. Les doses de 30 $mg \cdot kg^{-1}$ par jour ont tué les brebis gestantes ou non en 36 à 60 jours.	Binns et Johnson, 1970, cité dans Hayes, 1982